Journal of Horticultural Science
https://jhs.um.ac.ir

Research Article
Vol. 37, No. 3, Fall 2023, p. 821-841

Effect of Different Light Spectral on Photosynthetic Performance, Growth Indicators and Essential Oil Content of *Salvia officinalis* L.

M. Moradi[1], B. Abedi[2]*, H. Arouiee[3]*, S. Aliniaeifard[4], K. Ghasemi Bezdi[5]

Received: 06-12-2022
Revised: 21-01-2023
Accepted: 28-01-2023
Available Online: 28-01-2023

How to cite this article:
Moradi, M., Abedi, B., Arouiee, H., Aliniaeifard, S., & Ghasemi Bezdi, K. (2023). Effect of different light spectral on photosynthetic performance, growth indicators and essential oil content of *Salvia officinalis* L.. *Journal of Horticultural Science, 37*(3), 821-841. (In Persian with English abstract). https://doi.org/10.22067/jhs.2023.78806.1211

Background and objectives

Light is the main environmental factor for plant growth and development. Different attributes of light such as intensity, quality and duration affect plant growth and productivity**.** Light spectrum of growing environment is a determinant factor for plant growth and photosynthesis. The photosynthetic reactions are directly affected by various light parameters including its spectrum and intensity. Photosystem I and II (PSI and PSII) in the electron transport chain of photosynthetic apparatus are involved in converting solar energy to chemical compounds in plants. It has been found that the PSII is sensitive to light quality. Using The OJIP test, we can investigate the efficiency of various biological phases of the electron transport system. Light sources such as metal-halide, fluorescent, high-pressure sodium, neon lamps and light-emitting diode (LED) can be used for production of plants in closed environments instead of sunlight. Manipulation of the light spectrum of the lamps could trigger potential benefits by enhancing plant growth. Nowadays, by using the LED technology, it is possible to study the physiological effect of different light spectra for optimization of growth conditions and for increase the production of plants in controlled environments. This research was conducted to investigate photosynthetic apparatus, growth parameters, stomatal characteristics, transpiration rate and essential oil content of *Salvia officinalis* under different light spectra**.**

Materials and Methods

In this study, the effects of different light spectra were implemented and performed as a pot experiment using soilless media in the plant growth chamber based on a completely randomized design with 6 lighting spectra including White, Blue, Red and three combinations of R and B lights (R30:B70, R50:B50 and R70:B30) with three replications. The light intensity in all growth chambers was adjusted to photosynthetic photon flux density (PPFD) of 250 ±10 µmol $m^{-2}s^{-1}$ and light spectrum were monitored using a sekonic light meter (Sekonic C-7000, Japan). Growth condition was set at 14/10 h day/night cycles, 25/22°C day/night temperatures and 40% relative humidity. Three month following plant growth under different light spectra, the plants were evaluated for their growth parameters, stomatal characteristics (stomatal length, stomatal width, pore length or aperture) transpiration rate (E), relative water content (RWC), photosynthetic apparatus (evaluation of OJIP) and essential oil content**.** Data analysis of variance (ANOVA) was performed using IBM SAS software (Version 9.1) and the

1, 2 and 3- Ph.D. Candidate of Horticultural Science, Assistant Professor and Associate Professor, Department of Horticultural Science and Landscape, Faculty of Agriculture, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran, respectively.
(*- Corresponding Authors Emails: abedy@um.ac.ir, aroiee@um.ac.ir)
4- Associate Professor, Department of Horticulture, College of Agricultural Technology (Aburaihan), University of Tehran, Tehran, Iran
5- Associate Professor, Department of Agricultural and Horticultural Research, Agricultural and Natural Resources Research and Education Center of Khorasan Razavi, Agricultural Research, Education and Extension Organization (AREEO), Mashhad, Iran
https://doi.org/10.22067/jhs.2023.78806.1211

differences between means were assessed using Duncan's multiple range tests at $p \leq 0.05$.

Results

The results showed that the stomata characteristics, photosynthetic performance, growth characteristics and essential oil content of *Salvia officinalis* were affected by different light spectra. Increasing the ratio of red light especially combined Red and Blue lights (R70:B30) led to the improvement of growth characteristics. Transient induction of chlorophyll fluorescence showed that the highest fluorescence intensities at all OJIP steps were detected in Red light. The lowest F_v/F_0 and F_v/F_m were obtained in plants grown under Red light. Occurrence of leaf epinasty and decrease in F_v/F_m indicative of phenomenon of red light syndrome in the plants under Red treatment. Red light caused a reduction in performance index per absorbed light efficiency of (PI_{ABS}) and increase in quantum energy dissipation (ΦD_0), light absorption (ABS/RC) and electron trapping (TR_0/RC) per reaction center. The highest F_v/F_0, F_v/F_m and PI_{ABS} were obtained under combination of Red and Rlue light. The highest ΦE_0 was also detected in combination of Red and Blue light. The narrow and large stomatal apertures were detected under Red and Blue light, respectively. The highest transpiration rate was achieved in plants grown under Blue light LED. Increasing the ratio of Red light resulted in reduction in transpiration rate and improvement of leaf capacity to control water loss via reducing the opening of stomata. The highest amount of essential oil (1/75% v/w) was achieved in plants exposed to combination of Red:Blue light spectra (R70:B30).

Conclusion

light spectrum during plant growth can change plant metabolism, LED can be used in favor of producing good-quality food in controlled environment agriculture due to their ease of application, waveband manipulation and limited heat production. Our result showed that photosynthetic apparatus, growth parameters, stomatal characteristics, transpiration rate, relative water content and essential oil content of plants were considerably influenced by light spectra. Using OJIP test confirmed that plants grown under monochromatic Red and Blue lights were less efficient to successfully transfer the excitons and most of the absorbed energy by the photosystems was dissipated as heat. In conclusion, combined Red and Blue lights (especially R70:B30) caused favorable growth, photosynthetic functionality and maximum essential oil content of *Salvia officinalis*. Therefore, combination of R and B lights (R70:B30) should be considered for production of *Salvia officinalis* under artificial light systems during commercial controlled environment production of plants.

Keywords: Essential oil, Growth, Light quality, OJIP, Photosynthesis, Sage plant

نشریه علوم باغبانی
https://jhs.um.ac.ir

مقاله پژوهشی
جلد ۳۷، شماره ۳، پاییز ۱٤۰۲، ص. ۸٤۱-۸۲۱

تأثیر طیف‌های مختلف نور بر عملکرد فتوسنتزی، شاخص‌های رشد و میزان اسانس گیاه مریم گلی (*Salvia officinalis* L.)

مهدی مرادی[۱]- بهرام عابدی[۲*]- حسین آرویی[۳*]- ساسان علی نیائی فرد[٤]- کمال قاسمی بزدی[۵]

تاریخ دریافت: ۱۴۰۱/۰۹/۱۵
تاریخ بازنگری: ۱۴۰۱/۱۱/۰۱
تاریخ پذیرش: ۱۴۰۱/۱۱/۰۸

چکیده

نور منبع انرژی برای فتوسنتز و عاملی تحریک‌کننده برای رشد و نمو گیاه می‌باشد. جنبه‌های مختلف نور شامل شدت، کیفیت و دوره تابش نور، رشد و نمو گیاهان و واکنش مربوط به روابط گازی آنها را تحت تأثیر قرار می‌دهد. در مطالعه حاضر به منظور بررسی عملکرد فتوسنتزی، شاخص‌های رشدی و میزان اسانس گیاه مریم گلی در واکنش به طیف‌های مختلف نوری از شش تیمار نوری شامل نور سفید، قرمز، آبی و سه نور ترکیبی (قرمز۳۰:آبی۷۰، قرمز۵۰:آبی۵۰ و قرمز۷۰:آبی۳۰) ساطع شده از لامپ‌های LED با شدت نوری ۱۰±۲۵۰ میکرومول فوتون بر متر مربع در ثانیه در قالب طرح کاملا تصادفی با سه تکرار استفاده شد. نتایج به‌دست آمده حاکی از تاثیر معنی‌دار طیف‌های مختلف نوری بر صفات مورد بررسی در سطح پنج و یک درصد بود. درصد بیشتر نور قرمز به ویژه نور ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ باعث بهبود شاخص‌های رشدی گیاه گردید. ارزیابی‌های فتوسنتزی نشان داد بیشترین شدت فلورسانس در تمامی مراحل تست OJIP متعلق به نور قرمز و کمترین مقدار فلورسانس در نورهای ترکیبی قرمز۵۰:آبی۵۰ و قرمز۷۰:آبی۳۰ بود. کارایی سیستم تجزیه آب فتوسیستم II (F_v/F_0) و حداکثر کارائی فتوسیستم II (F_v/F_m) در تیمار نور قرمز حداقل بودند. نور قرمز باعث کاهش شاخص کارایی سیستم به ازای نور جذب شده (PI_{ABS}) و افزایش عملکرد کوانتومی اتلاف انرژی (ΦD_0)، میزان جذب نور به ازای هر مرکز واکنش (ABS/RC) و میزان گرفتن الکترون (TR_0/RC) شد. بیشترین و کمترین گشودگی دهانه‌ی روزنه به‌ترتیب در نور آبی و قرمز به دست آمد. نتایج نشان داد با افزایش نسبت نور قرمز، ابعاد و منفذ روزنه کوچکتر و موجب کاهش نرخ تعرق و اتلاف آب برگ و بهبود قابلیت حفظ آب برگ شد و بالعکس گیاهانی که تحت نور آبی پرورش یافته‌اند، دارای روزنه‌های بزرگتر با شکاف روزنه‌ای عریض‌تر بودند. طول و عرض روزنه در محیط نوری آبی نسبت به نور قرمز به‌ترتیب ۲۰/۵۲ و ۱۰/۴۷ درصد افزایش نشان داد. به نظر می‌رسد به وجود آمدن این خصوصیات روزنه‌ای در شرایط با نسبت زیاد نور آبی باعث افزایش هدایت روزنه‌ای و افزایش نرخ تعرق و کاهش محتوی نسبی آب برگ در گیاهان پرورش‌یافته در نور آبی گردیده است. بیشترین مقدار اسانس (۱/۷۵ درصد حجمی وزنی) در محیط نوری قرمز۷۰:آبی۳۰ مشاهده شد و نسبت به نور سفید افزایش ۳۲/۳۳ درصدی را نشان داد. نتایج این پژوهش نشان داد، برای تولید تجاری گیاه مریم گلی در محیط‌های کنترل شده با سیستم‌های نوردهی مصنوعی برای بهینه‌شدن تبادلات گازی گیاه (فتوسنتز و تعرق)، بهبود خصوصیات رشدی و فیتوشیمیایی، نور ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ مناسب می‌باشد.

واژه‌های کلیدی: اسانس، رشد، فتوسنتز، کیفیت نور، مریم گلی، OJIP

۱، ۲ و ۳- به‌ترتیب دانشجوی دکتری رشته علوم و مهندسی باغبانی، استادیار و دانشیار گروه علوم باغبانی و مهندسی فضای سبز، دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد، مشهد، ایران
(*- نویسنده‌گان مسئول: Emails: abedy@um.ac.ir, aroiee@um.ac.ir)
۴- دانشیار، گروه علوم باغبانی، دانشکده فناوری کشاورزی ابوریحان، دانشگاه تهران. تهران، ایران
۵- دانشیار، سازمان تحقیقات، آموزش و ترویج کشاورزی، مرکز تحقیقات و آموزش کشاورزی و منابع طبیعی خراسان رضوی، بخش تحقیقات علوم زراعی و باغی، مشهد، ایران
https://doi.org/10.22067/jhs.2023.78806.1211

مقدمه

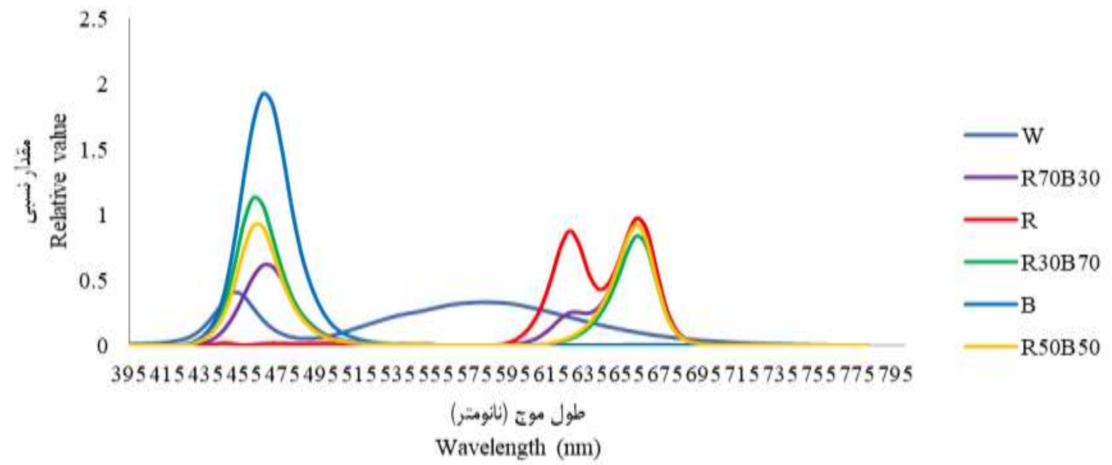
با تقاضای روبه رشد برای تولید غذا، افزایش راندمان تبدیل انرژی فتوسنتز به عنوان یک راه حل اساسی، جهت افزایش تولید محصولات کشاورزی مطرح می‌باشد. کارایی فتوسنتز به میزان زیادی به شرایط محیط زندگی گیاه بستگی دارد. نور به عنوان منبع انرژی فتوسنتزی و یکی از مهمترین سیگنال‌های محیطی، نقش حیاتی و مهمی را در فعالیت فتوسنتزی، تنظیم رشد، فتومورفوژنز و تولید متابولیت‌های ثانویه گیاهان ایفا می‌کند (Chen *et al*., 2004). نور مورد نیاز گیاهان از لحاظ شدت، مدت تابش و همچنین کیفیت اهمیت زیادی دارد. کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها از جمله رنگدانه‌های اصلی جذب کننده نور در گیاهان عالی محسوب می‌شوند که در دامنه طول موج بین ۴۰۰ تا ۷۰۰ نانومتر (تشعشع فعال فتوسنتزی) نور را جذب و در فرآیند فتوسنتز استفاده می‌کنند (Davis and Burns, 2016). مطالعات نشان داده است که کیفیت نور می‌تواند بر رشد و نمو گیاهان اثر گذار باشد (Schuerger *et al*., 1997; Bantis *et al*., 2016). بنابراین، یک منبع نوری با حداکثر بازده در تبدیل انرژی که امکان تنظیم طیفی را فراهم کند از ارزش بالایی برخوردار است. توسعه فناوری LED با دستکاری در ویژگی‌های (طیف‌های) نور امکان مطالعه تاثیر طیف‌های مختلف نور، بهینه‌سازی فتوسنتز و تنظیم فیزیولوژی گیاه را فراهم می‌کند (Mitchell *et al*., 2012; Kim *et al*., 2019). عمر طولانی، اندازه کوچک، ایجاد طول موج‌های مورد نیاز، کاهش هدر رفت انرژی و قابلیت تنظیم دقیق شار فوتون فتوسنتزی (PPFD[1]) و کیفیت نور از مزایای LEDها می‌باشد (Taulavuori *et al*., 2018). بنابراین می‌توان از LEDها به عنوان یک منبع نور کامل برای رشد گیاهان در شرایط کنترل‌شده مانند گلخانه‌ها و اتاقک‌های رشد استفاده کرد (Wu *et al*., 2007). قرار گرفتن گیاهان در معرض هر طیف نوری باعث بروز پاسخ‌های خاص در گیاه می‌شود (Carvalho and Folta, 2014; Carvalho *et al*., 2016). فتوسیستم I و II (PSI و PSII) در زنجیره انتقال الکترون دستگاه فتوسنتزی در تبدیل انرژی خورشیدی به ترکیبات شیمیایی در گیاهان نقش دارند (Jordan *et al*., 2001). مشخص شده است که PSII به کیفیت نور حساس است (Miao *et al*., 2016). یکی از روش‌های تحقیق بر روی عملکرد فتوسیستم II و واکنش آن به تغییرات محیطی، بررسی فلورسانس کلروفیل a می‌باشد که براساس اطلاعات بدست آمده از فلورسانس می‌توان میزان جذب فوتون‌های انرژی، انتقال الکترون‌ها، میزان هدر رفت گرمایی و شاخص فعالیت فتوسیستم II و بسیاری از پارامترهای دیگر را بررسی نمود (Kalaji *et al*., 2012; Kalaji *et al*., 2016). نورهای قرمز و آبی تاثیر زیادی روی رشد گیاهان دارند و دو طول موج اصلی برای فتوسنتز و تثبیت دی اکسید کربن در گیاهان هستند (Cosgrove, 1981; Kasajima *et al*., 2008). در پژوهش کیم و همکاران (Kim *et al*., 2004) در گل داوودی (*Dendranthema grandiflorum*) بالاترین نرخ فتوسنتز خالص در نور ترکیبی آبی و قرمز و کمترین مقدار در نور آبی و آبی فراقرمز مشاهده شد. این موضوع نشان داد عکس العمل گونه‌های گیاهی نسبت به طول موج‌های مختلف نور متفاوت است. با این حال، اطلاعات کمی در مورد ساختار و عملکرد دستگاه فتوسنتزی تحت طیف‌های نوری مختلف وجود دارد. الگوهای انتقال الکترون تحت منابع نور تک رنگ و ترکیبی می‌توانند درک پاسخ فیزیولوژیکی فتوسنتز به طیف‌های نور را تسهیل کند. از این رو، یکی از اهداف این پژوهش بررسی خواص بیوفیزیکی فتوسنتزی مرتبط با عملکرد فتوسیستم II بود. باز و بسته شدن روزنه‌ها وابسته به عوامل محیطی مثل نور، دما، رطوبت، غلظت دی اکسید کربن و در دسترس بودن آب است. نشان داده شده است که مورفولوژی روزنه‌ها و مقدار باز شدن روزنه می‌تواند تحت تأثیر عوامل محیطی از جمله نور قرار گیرد (Arve *et al*., 2015). باز و بسته شدن روزنه‌ها در ورود CO_2 به برگ برای فتوسنتز و خروج بخار آب از طریق تعرق نقش دارند (Kozai and Kubota, 2005). خوشبختانه امروزه با وجود لامپ‌های LED راه برای انجام تحقیقات مختلف نور باز شده است. نشان داده شده است که علی‌رغم بهبود هدایت روزنه‌ای توسط نور آبی، اثر این نور بر فتوسنتز خالص منفی می‌باشد (Aliniaeifard and Seifi kalhor, 2017). ساختار روزنه و اختلال در عملکرد آن یکی از عوامل اصلی موثر در اتلاف بیش از حد آب در گیاهان می‌باشد. از اهداف دیگر این پژوهش بررسی خصوصیات روزنه‌ای تحت طیف‌های مختلف نوری و تأثیرات آن بر فتوسنتز و نرخ تعرق می‌باشد. امروزه استفاده از لامپ‌های LED در تولید گیاهان گلخانه‌ای رو به گسترش است. از آنجایی که شرایط نوری در این مکان‌ها قابل تنظیم و کنترل است، بررسی تاثیر طیف‌های نوری مختلف و انتخاب شرایط نوری مناسب جهت کشت این گیاه در محیط‌های کنترل‌شده می‌تواند بسیار آگاهی‌بخش باشد.

مواد و روش‌ها

به منظور بررسی تاثیر طیف‌های مختلف نوری بر ویژگی‌های فتوسنتزی، رشدی و فیتوشیمیایی گیاه مریم گلی آزمایشی در قالب طرح کاملا تصادفی با شش تیمار نوری و ۳ تکرار در اتاق رشد گیاه (Growth Chamber Plant) به صورت کشت بدون خاک انجام گرفت. بذرهای گیاه مریم گلی پس از ضدعفونی در سینی‌های

1- Photosynthetic photon flux density

نشا کشت شدند و سپس سینی‌های نشا در شش محفظه طراحی شده در داخل اتاقک رشد تحت تیمارهای نوری شامل نور سفید (White)، قرمز (Red)، آبی (Blue)، قرمز۷۰:آبی۳۰ (R70:B30)، قرمز۵۰:آبی۵۰ (R50:B50) و قرمز۳۰:آبی۷۰ (R30:B70) با شرایط محیطی یکسان، قرار داده شدند. در طول دوره رشد دمای روز و شب به ترتیب ۲۵ و ۲۰ درجه سانتی‌گراد تنظیم و کنترل شد. شدت نور داخل محفظه‌ها ۱۰±۲۵۰ میکرومول فوتون بر متر مربع در ثانیه (PPFD) و با تناوب نوری ۱۴ ساعت روشنایی و ۱۰ ساعت تاریکی تنظیم گردید. به منظور جلوگیری از ورود نور از سایر تیمارها و همچنین پراکندگی یکنواخت نور در داخل محفظه‌ها، از پارچه‌های عایق نور (رفلکتور) در اطراف محفظه‌ها استفاده شد. پس از ظهور گیاهچه‌ها، تغذیه با محلول غذایی نیم هوگلند به صورت روزانه صورت گرفت. پس از اینکه گیاهچه‌ها به مرحله ۴ برگی رسیدند، گیاهچه‌هایی که از نظر رویشی قوی‌تر و تقریبا هم اندازه بودند انتخاب و به گلدان‌های اصلی منتقل گردید. پس از انتقال گیاهان اصلی به گلدان، تغذیه با استفاده از محلول غذایی کامل هوگلند و به صورت روز در میان انجام شد. شدت شار فوتون فتوسنتزی و طیف نور با استفاده از دستگاه نورسنج (Sekonic C-7000, Japan) در فاصله ۲۵ سانتی‌متری از سطح گیاه اندازه‌گیری شد. طول موج تیمارهای مختلف نوری در شکل ۱ نشان داده شده است. فاصله بین لامپ‌ها و گیاهان در مراحل مختلف رشد از طریق گیره‌های فلزی قابل تنظیم بود.



شکل ۱- طیف‌های مختلف نوری اندازه‌گیری شده در سطح گیاه در اتاقک رشد (قرمز، آبی، قرمز۷۰:آبی۳۰، :آبی۵۰:قرمز۵۰، قرمز۳۰:آبی۷۰ و سفید)

Figure 1- Light spectra of blue (B), red (R), red 50 and blue 50 (R50:B50), red 70 and blue 30 (R70:B30), red 30 and blue 70 (R30:B70) and white (W) lighting environments measured at plant level in the growth chambers

اندازه‌گیری خصوصیات رویشی

وزن تر کل اندام هوایی، ساقه، برگ و ریشه گیاه پس از برداشت با استفاده از ترازوی دیجیتال با دقت ۰/۰۱ گرم اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری وزن خشک، نمونه‌ها در خشک کن برقی (آون) با دمای ۵۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۲۴ ساعت قرار داده شد. وزن ماده خشک هم بوسیله ترازوی دیجیتال با دقت ۰/۰۱ گرم ثبت گردید.

القای لحظه‌ای فلورسانس کلروفیل a با استفاده از تست OJIP

برای انجام این تست ابتدا برگ جوان و توسعه یافته گیاهان به مدت ۲۰ دقیقه در تاریکی قرار گرفتند. پس از آن با اجرای پروتکل OJIP توسط دستگاه فلئورپن مدل PAR-flourepen FP 100-MAX مراحل بیوفیزیکی و سرنوشت الکترون برانگیخته شده در فتوسیستم II مورد ارزیابی قرار گرفت (Strasser, 2000). محاسبات نهایی با استفاده از نرم افزار PAR-Flourpen انجام شد. پارامترهای اندازه‌گیری شده (جدول ۱) تجزیه تحلیل شد و وضعیت فیزیولوژیکی دستگاه فتوسنتزی و جریان انرژی احتمالی بین تک تک اجزای فتوسیستم II مورد بررسی قرار گرفت.

خصوصیات روزنه‌ای

مورفولوژی روزنه‌ها شامل طول و عرض روزنه، طول و عرض منفذ روزنه در برگ‌های بالغ و توسعه یافته در پایان آزمایش اندازه‌گیری شد. برای این منظور اپیدرم زیرین برگ‌های جوان توسعه یافته که هنوز به گیاه متصل بودند با یک لایه نازک از لاک شفاف پوشیده شد، پس از گذشت ۱۰ دقیقه و خشک شدن لاک، با استفاده از چسب نواری شفاف لاک خشک شده از روی برگ جدا گردید و روی لام قرار گرفت.

جدول ۱- اختصارات، تعاریف و فرمول‌های پارامترهای O-J-I-P ارزیابی شده در مطالعه حاضر (Strasser *et al.,* 2000)

Table 1- Abbreviations, definitions, and formulas of the O–J–I–P parameters assessed in the current study

اختصار **Abbreviation**	تعریف **Definitions**	فرمول **Formula**
پارامترهای اساسی **Basic Parameters**		
F_0	حداقل فلورسانس وقتی تمام مراکز واکنش فتوسیستم دو، باز هستند. Minimum fluorescence, when all PSII reaction centers (RCs) are open (O-step of OJIP transient)	$F_{50\mu s}$
F_J	فلورسانس حد واسط در زمان ۲ میلی‌ثانیه Fluorescence intensity at the J-step (2 ms) of OJIP	F_{2ms}
F_I	فلورسانس حد واسط در زمان ۶۰ میلی‌ثانیه Fluorescence intensity at the I-step (30 ms) of OJIP	F_{60ms}
پارامترهای فلورسانس **Fluorescence Parameters**		
F_m	حداکثر فلورسانس وقتی تمام مراکز واکنش فتوسیستم دو، بسته هستند Maximum fluorescence, when all PSII RCs are closed (P-step of OJIP transient)	F_{1s}
F_V	شدت فلورسانس متغیر Variable fluorescence of the dark-adapted leaf	$F_m - F_0$
V_J	فلورسانس متغیر نسبی در مرحله حد واسط J Relative variable fluorescence at time 2 ms (J-step) after start of actinic light pulse	$(F_J-F_0)/(F_m-F_0)$
V_I	فلورسانس متغیر نسبی در مرحله حد واسط I Relative variable fluorescence at time 30 ms (I-step) after start of actinic light pulse	$(F_I-F_0)/(F_m-F_0)$
$\Phi P_0 = F_V/F_m$	حداکثر عملکرد کوانتومی فتوسیستم دو Maximal quantum yield of PSII photochemistry	$TR_0/ABS = 1 - (F_0/F_m)$
بازده کوانتومی انتقال الکترون **Quantum Yields and Efficiencies/Probabilities**		
Ψ_0	احتمال انتقال الکترون برانگیخته شده به آنسوی کوئینون A probability that an electron moves further than QA^-	$ET_0/TR_0 = 1 - V_J$
ΦE_0	عملکرد کوانتومی انتقال الکترون The quantum yield of electron transport	$ET_0/ABS = (1 - F_0/F_m)(1 - V_J)$
ΦD_0	عملکرد کوانتومی اتلاف انرژی (عملکرد خاموشی غیر فتوشیمیایی) Quantum yield of energy dissipation	$DI_0/ABS = 1 - \varphi P_0 - (F_0/F_m)$
ΦPav	عملکرد کوانتومی متوسط فتوسیستم II Average quantum yield for primary photochemistry	$\Phi P_0(1-Vav)$
PI_{ABS}	شاخص عملکرد فوتون براساس جذب performance index in light absorption basis	$(RC/ABS)\,[(\varphi P_0/(1-\varphi P_0)]\,[\Psi_0/1-\Psi_0]$
شارهای انرژی خاص (بازای هر کوئینون A احیاکننده مرکز واکنش فتوسیستم II) **Specific Energy Fluxes (Per QA Reducing PSII RC)**		
ABS/RC	میزان جذب انرژی به ازای هر مرکز واکنش The specific energy fluxes per RC for energy absorption	$M_0.(1/V_J).(1/\varphi P_0)$
TR_0/RC	میزان گرفتن الکترون به ازای هر مرکز واکنش Trapped energy flux (leading to QA reduction) per RC	$M_0.(1/V_J)$
ET_0/RC	میزان انتقال الکترون به ازای هر مرکز واکنش Electron transport flux (further than QA^-) per RC	$M_0.(1/V_J).\Psi 0$
DI_0/RC	میزان انرژی اتلاف شده به ازای هر مرکز واکنش Dissipated energy flux	$(ABS/RC)-(TR_0/RC)$

لام‌های حاوی نمونه‌ها با استفاده از میکروسکوپ نوری Omax با بزرگنمایی 40X بررسی شدند. در نهایت عکس روزنه‌ها با استفاده از دوربین متصل به میکروسکوپ و نرم‌افزار Omax top view نسخه 3.5تهیه شد. عکس‌های تهیه شده با استفاده از نرم افزار Digimizer مورد ارزیابی قرار گرفتند. برای بررسی خصوصیات روزنه‌ای 100 عکس روزنه به ازای هر تیمار نوری مورد ارزیابی قرار گرفت (Aliniaeifard *et al.*, 2016).

اندازه‌گیری نرخ تعرق و محتوی نسبی آب برگ

اندازه‌گیری میزان تعرق به صورت اندازه‌گیری تعرق کل (تعرق روزنه‌ای و تعرق کوتیکولی) صورت گرفت. به این ترتیب که برگی از هر یک از گیاهان مورد مطالعه جدا شده و بلافاصله وزن تر اولیه نمونه‌های برگی یاداشت شد، سپس برگ‌ها به طوری که سطح زیرین برگ بالا باشد روی ترازوی دیجیتال دارای محفظه به منظور جلوگیری از تاثیرات محیطی قرار گرفتند و میزان از دست دادن آب آن‌ها از طریق یادداشت وزن تر برگ هر پنج دقیقه به مدت ۱۲۰ دقیقه یادداشت شد. سپس سطح برگ مورد نظر اندازه‌گیری شد و پس از خشک کردن نمونه‌های برگی توسط آون با دمای ۷۰ درجه سانتی‌گراد، وزن خشک نیز محاسبه شد. در نهایت میزان تعرق (E) گیاهان توسط فرمول نرخ تعرق (رابطه ۱) (Aliniaeifard and van Meeteren, 2014) و محتوی نسبی آب برگ (RWC) (رابطه ۲) محاسبه گردید (Slavik, 1974).

رابطه (۱)

$$E = [(\left\{\frac{fresh\ weight\ (g)}{molar\ mass\ water\ \left(\frac{g}{mol}\right)}\right\} \times 1000\ \left(\frac{mmol}{mol}\right))/measurment\ frequency\ (s))]leaf\ area\ (m2)$$

$$RWC = \frac{\text{وزن خشک} - \text{وزن تر برگ در هر زمان}}{\text{وزن خشک} - \text{وزن تر اولیه برگ}}$$

رابطه (۲)

استخراج و تعیین درصد اسانس

برای تعیین مقدار اسانس از سیستم تقطیر با آب استفاده شد. بدین منظور برای هر تکرار ۱۵ گرم از برگ‌های خشک شده گیاه توزین و با استفاده از دستگاه کلونجر[1] اسانس‌گیری به مدت ۴ ساعت انجام گرفت و میزان اسانس بر اساس درصد حجمی وزنی (%v/w) محاسبه گردید. پس از جداسازی و رطوبت‌زدایی توسط سولفات سدیم خشک، اسانس‌های حاصل تا زمان تجزیه درون ظروف شیشه‌های تیره رنگ و در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد نگهداری شدند (British Pharmacopoeia, 1980).

تجزیه و تحلیل آماری داده‌ها

تجزیه و تحلیل نتایج آزمایش‌های صورت گرفته در پژوهش حاضر با استفاده از نرم‌افزار آماری SAS 9.1 انجام گرفت و مقایسه میانگین داده‌ها با استفاده از آزمون چند دامنه‌ای دانکن ($p≤0.05$) محاسبه گردید.

نتایج و بحث

خصوصیات رویشی

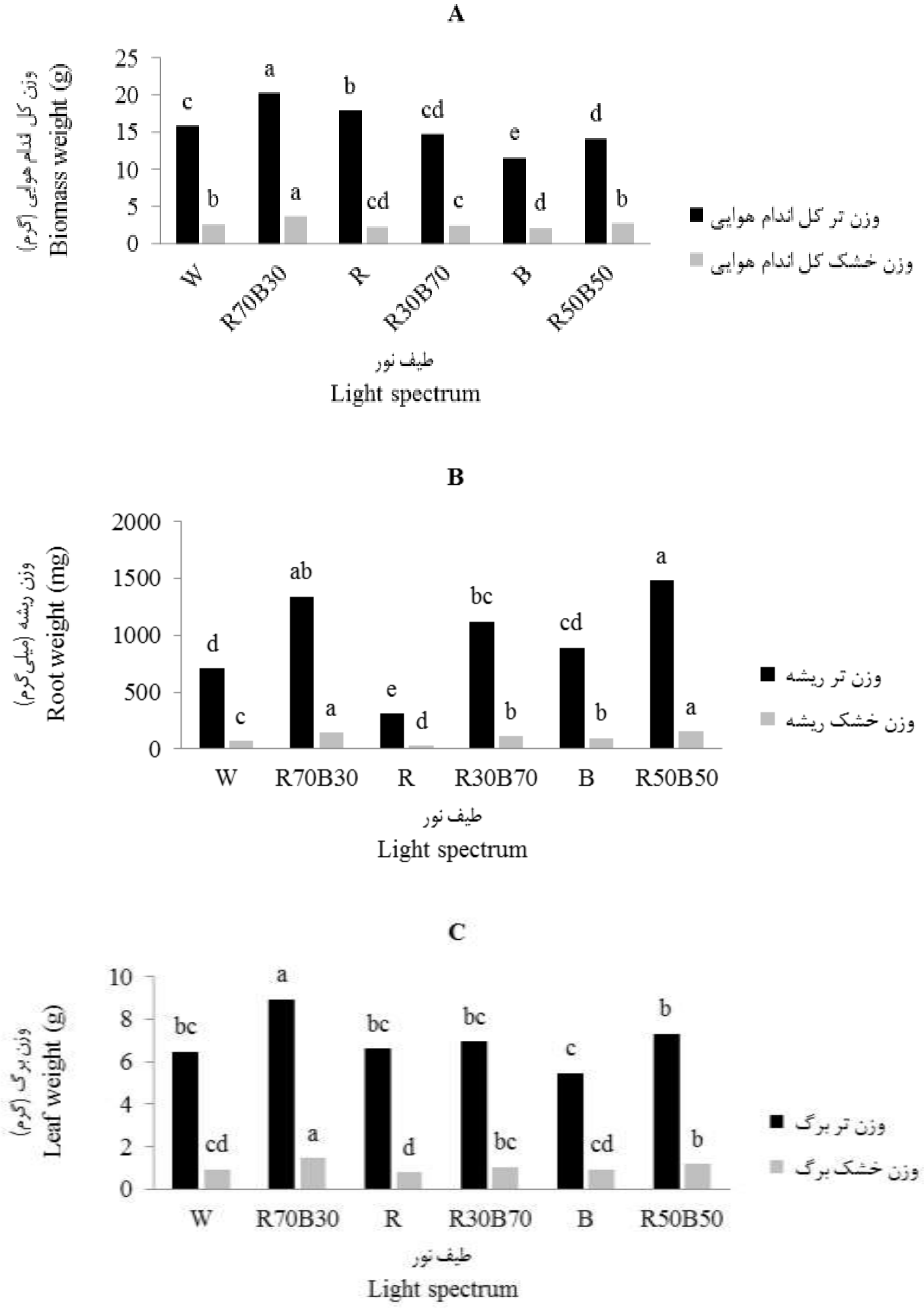
بررسی نتایج مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد بیشترین وزن تر اندام هوایی (۲۰/۳۲ گرم) در طیف نور قرمز:آبی (۳۰:۷۰) و کمترین مقدار آن (۱۱/۵۹ گرم) در طیف نور آبی مشاهده شد. کمترین وزن خشک اندام هوایی در نورهای تک طیف آبی و قرمز و بیشترین مقدار آن در نور ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ مشاهده شد (شکل ۲A). گیاهان پرورش‌یافته تحت نورهای ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ و قرمز۵۰:آبی۵۰ بیشترین مقدار وزن تر و خشک ریشه و گیاهان پرورش‌یافته تحت نور قرمز تک طیف کمترین مقدار آن را دارا بودند (شکل ۲B). بیشترین وزن تر و خشک برگ در نور ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ مشاهده شد، در حالی که کمترین مقدار وزن تر برگ در نور آبی تک طیف مشاهده شد و با تیمارهای نوری سفید، قرمز تک طیف و نور ترکیبی قرمز۳۰:آبی۷۰ تفاوت معنی‌داری نداشت. کمترین مقدار وزن خشک برگ در نور تک طیف قرمز مشاهده شد که با تیمار نور آبی تک طیف تفاوت معنی‌داری مشاهده نشد (شکل ۲C).

پاسخ گیاهی به طیف‌های نوری متفاوت بوده و این پاسخ‌ها در گونه‌های گیاهی نیز متفاوت می‌باشند (Abidi *et al.*, 2013). همانطور که نتایج نشان داد، درصد بیشتر نور قرمز به ویژه نور ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ باعث بهبود شاخص‌های رشدی و افزایش وزن تر و خشک اندام‌های‌ مختلف گیاه مریم گلی (برگ و ریشه) گردید. بهبود رشد گیاه در محیط نوری با درصد بیشتر نور قرمز مربوط به طول موج نور قرمز می‌باشد که با حداکثر جذب کلروفیل‌ها و فیتوکروم‌ها مطابقت دارد. بنابراین، نور قرمز می‌توانند بیشتر از سایر طیف‌ها توسط گیاهان جذب شود (Nishimura *et al.*, 2006; Dou *et al.*, 2017). بررسی‌ها نشان می‌دهد که نور قرمز تقسیم و طویل شدن سلولی را افزایش می‌دهد، در حالی که نور آبی از تقسیم و بسط سلولی جلوگیری می‌کند (Bugbee, 2016).

مطابق با نتایج این پژوهش، گیاهان گوجه فرنگی (*Solanum lycopersicum*) که نور قرمز دریافت کرده بودند، نسبت به گیاهان تحت تیمار نور آبی عملکرد بیشتری داشتند (Lu *et al.*, 2012). پارامترهای رشدی گیاه گل انگشتانه (*Digitalis purpurea*) تحت تیمار نور ۸۰٪ قرمز+۲۰٪ آبی در مقایسه با گیاهان تیمار شده با

1- Clevenger-type apparatus

نسبت کمتر نور قرمز، حداکثر بودند (Verma *et al.*, 2018). نور قرمز ارتفاع و وزن گیاه چای چینی (*Rehmannia glutinosa*) و قاصدک (*Taraxacum officinale*) را هم بهبود بخشید (Manivannan *et al.*, 2015; Ryu *et al.*, 2012).



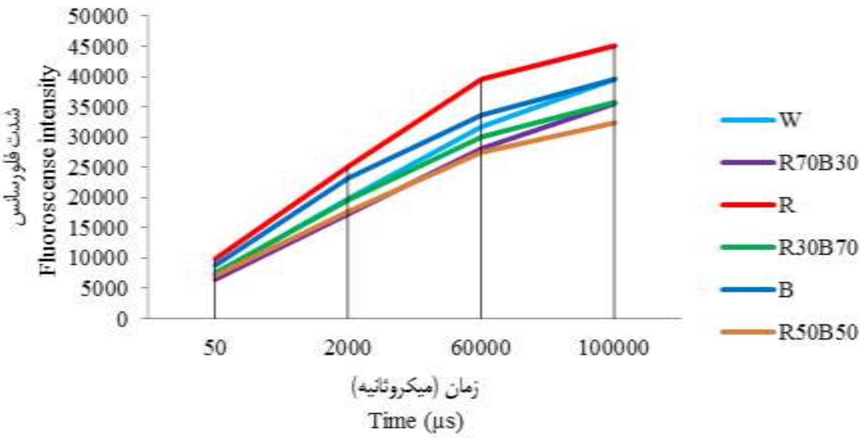
شکل ۲- وزن تر و خشک اندام هوایی (A)، ریشه (B)، برگ (C) گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

Figure 2- The fresh and dry weights of the arial part (A), root (B), leaf (C), and stem (D) of *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity
(DMRT, *p≤0.05*).

نتایج پژوهش لی و همکاران (Li *et al*., 2017) نشان داد ارتفاع گیاه و قطر ساقه در گیاه گوجه فرنگی بطور معنی‌داری با نورهای قرمز و قرمز آبی نسبت به نور سفید افزایش یافت اما رشد ریشه در نور قرمز کاهش نشان داد. هنگامی که از نور ترکیبی قرمز آبی در مقایسه با نور قرمز و آبی به تنهایی در گیاهچه خیار استفاده گردید، مشاهده شد که با افزایش بیشتر نور آبی ارتفاع بوته، طول هیپوکوتیل و اپی کوتیل، سطح برگ و وزن تر و خشک گیاه کاهش یافت که با نتایج این مطالعه مطابقت دارد (Hernandez and Kubota, 2015). وقتی از هر دو نور آبی و قرمز استفاده می‌شود، اثرات سینرژیک آنها قابل مشاهده است و سبب افزایش سرعت فتوسنتز، تجمع تولیدات فتوسنتزی و در نهایت منجر به افزایش رشد و تولید ماده خشک می‌شود که در مطالعات قبل این موضوع گزارش شده است و در مطالعه حاضر این نتیجه مشاهده شد (Stutte *et al*., 2009; Hogewoning *et al*., 2010; Savvides *et al*., 2011).

فلورسانس کلروفیل

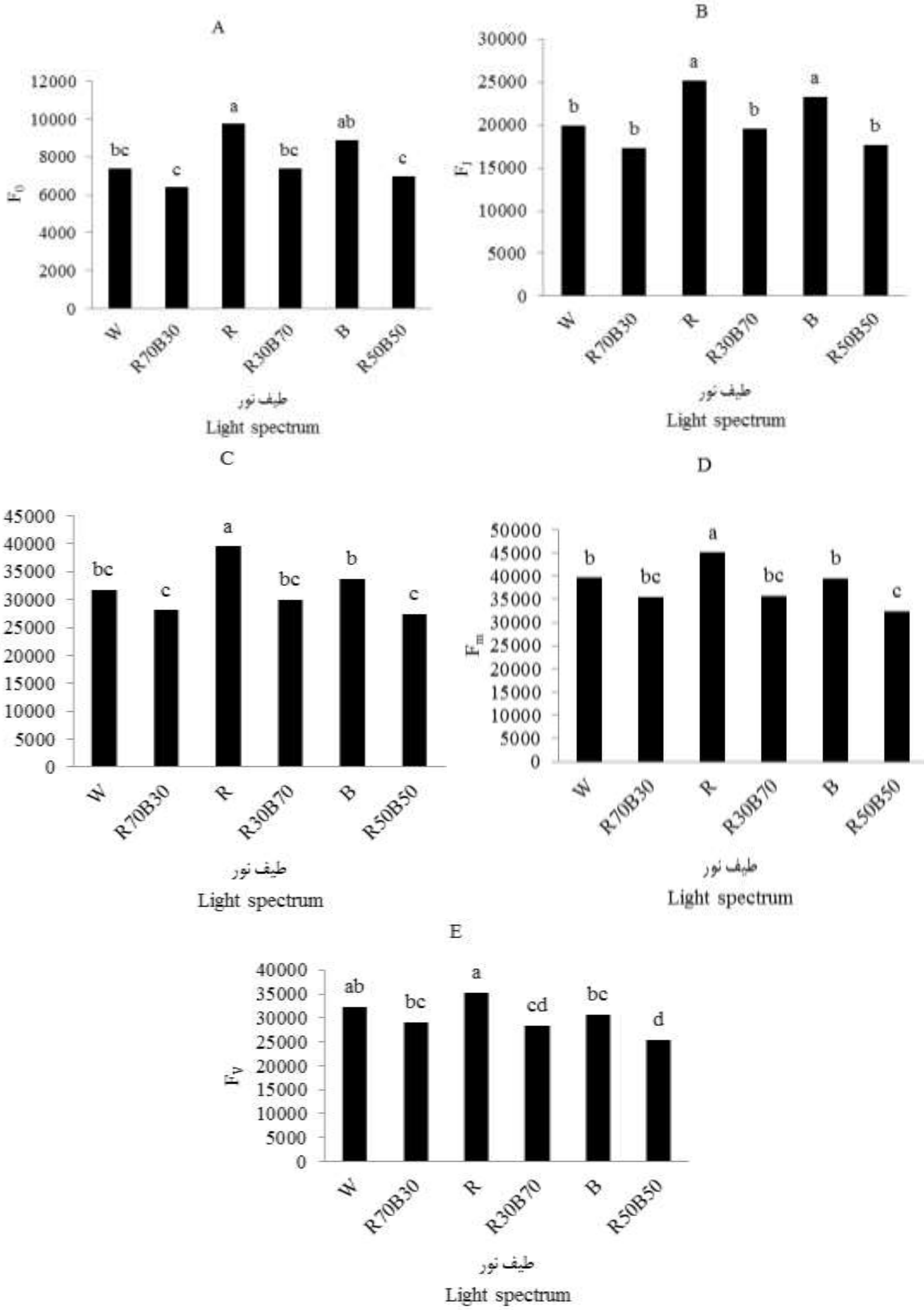
نتایج نشان داد که در هر چهار مرحله تست OJIP، F_0، F_I، F_J و F_m بیشترین میزان فلورسانس متعلق به نور قرمز و کمترین مقدار متعلق به نور ترکیبی قرمز۵۰:آبی۵۰ و قرمز۷۰:آبی۳۰ بود (شکل ۳).



شکل ۳- شدت فلورسانس کلروفیل در مراحل مختلف منحنی OJIP (F_0; 50µs، F_J; 2ms، F_I; 60ms و F_m; 1s) در گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

Figure 3- The intensity of chlorophyll a fluorescence during different steps of OJIP (F_0; 50µs, F_J; 2ms, F_I; 60ms and F_m; 1s) curve in the *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity

نتایج مقایسه میانگین نشان داد بیشترین مقدار فلورسانس حداقل (F_0) در تیمارهای نوری قرمز و آبی و کمترین میزان آن متعلق به نورهای ترکیبی قرمز:آبی بود. بیشترین میزان فلورسانس در دو میلی ثانیه (F_J) در محیط های نوری قرمز و آبی گزارش شد و در بین سایر تیمارها اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد. بالاترین مقدار فلورسانس در ۶۰ میلی‌ثانیه (F_I) در نور قرمز و پایین‌ترین مقدار آن در نور ترکیبی قرمز۵۰:آبی۵۰ و قرمز۷۰:آبی۳۰ بود که البته تفاوت معنی‌داری با نور سفید نداشت. بالاترین میزان فلورسانس حداکثر (F_m) در تیمار نور قرمز و کمترین میزان آن در نورهای ترکیبی قرمز:آبی مشاهده شد. بیشترین میزان فلورسانس متغیر (F_v) در تیمار نور قرمز و کمترین مقدار آن در تیمار قرمز۵۰:آبی۵۰ مشاهده شد (شکل ۴).



شکل ٤- پارامترهای کلروفیل فلورسانس در تست OJIP شامل A) F_0، B) F_J، C) F_I، D) F_m و E) F_V در گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

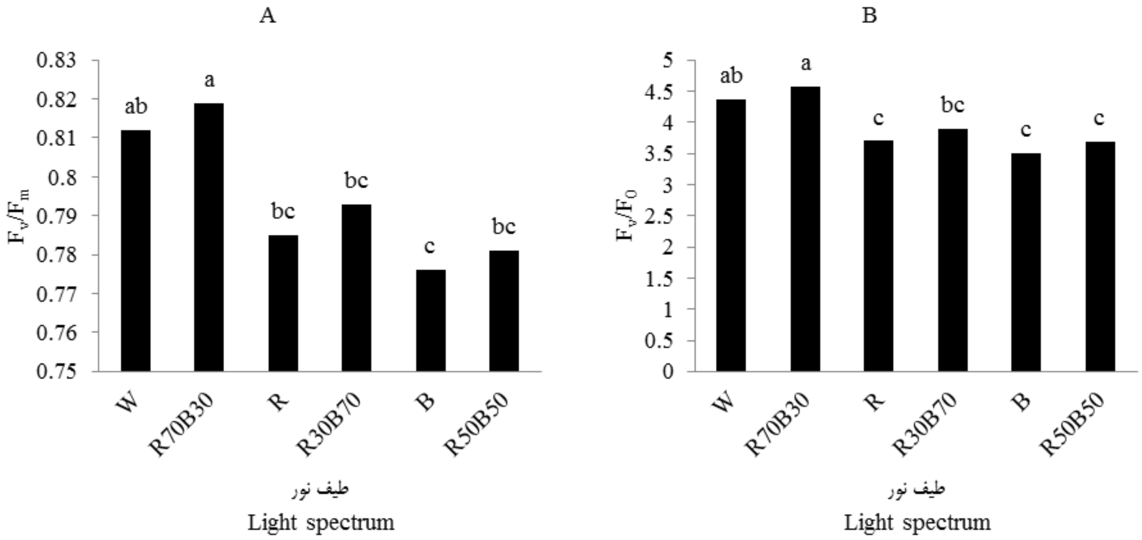
Figure 4- Chlorophyll a fluorescence of the OJIP-test including A) F_0;, B) F_J; C) F_I;D) F_m; and E) F_V; in the *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity
(DMRT, *$p \leq 0.05$*).

واکنش‌های فتوسنتزی مستقیماً تحت تأثیر پارامترهای مختلف نور از جمله طیف و شدت آن قرار می‌گیرند. تیمار نوری قرمز در کلیه داده‌های ثبت مراحل OJIP بالاترین میزان را با اختلاف معنی‌دار از نورهای دیگر داشت. بالا بودن F_0 نشانگر عدم کارایی صحیح فتوسیستم‌ها و بسته بودن مراکز واکنش است (Maxwell and Johnson, 2000; Strasser *et al*., 2000) علت این افزایش، مهار مراکز واکنش فتوسیستم II است که باعث مهار انتقال الکترون از QA به QB و کاهش عملکرد به دام انداختن انرژی در فتوسیستم II می‌شود (Falqueto, *et al*., 2017) بالاتر بودن میزان F_0 در نور قرمز می‌تواند به علت آسیب به پروتئین D1 متصل به فتوسیستم II در نور قرمز باشد (Zlatev and Yordanov, 2004). علاوه بر این مطالعات متعددی عدم توسعه بهینه گیاهان، ایجاد آسیب‌های نوری در برگ‌ها، واکنش‌های فرار از آسیب در فتوسیستم‌ها و کاهش نرخ فتوسنتز را تحت نور قرمز گزارش کرده‌اند (Ouzounis *et al*., 2015; Nozue and Masao, 2018). بالاتر بودن فلورسانس‌های میانی و همچنین فلورسانس حداکثر در نور قرمز نسبت نورهای دیگر موید این مطلب است که بخش بیشتری از فوتون‌ها در این نور بازتاب می‌شوند که می‌تواند نشان‌دهنده ایجاد تخریب در کلروفیل و آسیب دائمی دریافت کننده‌های الکترون باشد. در هر حال کمتر بودن میزان فلورسانس در مراحل مختلف، در نورهای ترکیبی قرمز و آبی بیانگر سلامت و کارایی بهتر سیستم فتوسنتزی در این دو نور است (Hogewoning *et al*. 2010).

آنالیز نتایج حاصله نشان می‌دهد که طیف‌های مختلف نوری بر کارایی عملکرد کوانتومی فتوسیستم II (F_v/F_m یا ΦP_0) و کارایی سیستم تجزیه آب فتوسیستم II (F_v/F_0) تاثیر معنی‌داری دارند. با توجه به نتایج مقایسه میانگین داده‌ها، کمترین مقدار کارایی عملکرد کوانتومی فتوسیستم II (F_v/F_m) در نورهای آبی و قرمز تک طیف و بیشترین مقدار مربوط به نور قرمز۷۰:آبی۳۰ و سفید بود. نتایج نشان داد که کارایی سیستم تجزیه آب فتوسیستم II تحت تیمارهای نوری قرمز۷۰:آبی۳۰ و سفید حداکثر بود و تحت نور قرمز و آبی تک طیف حداقل بود (شکل ۵). بازدارندگی نوری ایجاد شده در شرایط مختلف می‌تواند تاثیر نامطلوبی بر کارکرد فتوسیستم II بگذارد و منجر به محدود کردن ظرفیت فتوسنتزی شود (Zlatev and Yordanov, 2004). کاهش در شاخص F_v/F_m نشان‌دهنده کاهش بهره‌وری فتوشیمیایی فتوسیستم II و خسارت به دستگاه فتوسنتزی است (Shu *et al*., 2013). کاهش میزان این پارامتر موجب عدم احیای کوئینون A در مجموعه کلروفیل می‌شود (Srivastava and Strasser, 1999). مطالعات نشان داده است که هنگامی که گیاهان در معرض طولانی مدت نور قرمز قرار بگیرند، فتوسنتز برگ به شدت مختل می‌شود. بروز سندروم نور قرمز در گیاهان پرورش یافته تحت نور قرمز در این مطالعه هم از لحاظ مورفولوژیکی (ایجاد اپی‌ناستی و بدشکلی برگ‌ها) و هم از لحاظ فتوسنتزی و عملکرد کاملا مشهود بود. در عین حال پایین بودن نرخ F_v/F_m با پدیده سندروم نور قرمز نیز مرتبط است. سندروم نور قرمز با نرخ پایین Fv/Fm، هدایت روزنه‌ای کم، ظرفیت پایین فتوسنتزی و ایجاد توده‌ای از برگ‌ها با رشد نامناسب مشخص می‌شود (Hogewoning *et al*., 2010). تراوبورست و همکاران (Trouwborst *et al*., 2016) بیان کردند که افزایش نرخ نور قرمز باعث علائم سندروم نور قرمز و کاهش F_v/F_m می‌شود اما با کاربرد نور ترکیبی قرمز و آبی علائم سندروم از بین می‌رود و شاخص F_v/F_m افزایش می‌یابد. کاهش F_v/F_m یا ΦP_0 در نور قرمز می‌تواند ناشی از غیر فعال شدن مرکز واکنش باشد که سبب افزایش از دست دادن انرژی به شکل گرما و فلورسانس می‌شود. افزایش میزان عملکرد کوانتومی اتلاف انرژی (ΦD_0) در گیاهان پرورش یافته در شرایط نور قرمز تاییدی بر این یافته است. مطابق با نتایج این مطالعه، ژنگ و ون لبکه (Zheng and Van Labeke, 2018) با برررسی تاثیر طیف‌های مختلف نور بر گیاه داودی، کاهش F_v/F_m و بازده کوانتومی انتقال الکترون در فتوسیستم II در گیاهان پرورش یافته تحت نور قرمز را گزارش نمودند. ماتسودا و همکاران (Matsuda *et al*., 2008) نیز دریافتند که ظرفیت فتوسنتزی برگ‌های اسفناج رشد یافته در شرایط نور ترکیبی قرمز و آبی نسبت به گیاهانی که تحت نور قرمز تک طیف قرار گرفته‌اند بالاتر بود و وجود نور آبی و قرمز برای افزایش فتوسنتز خالص ضروری می‌باشد و این در صورتی است که مقدار نور قرمز حداقل ۷۰ درصد کل شدت تابش نهایی باشد که با نتایج مطالعه حاضر مطابقت داشت. کارایی سیستم تجزیه آب فتوسیستم II (F_v/F_0) شاخص بسیار حساسی از پتانسیل فتوسنتزی در گیاهان تحت تنش و سالم است (Ozfidan *et al*., 2013). کاهش این پارامتر نشان‌دهنده تحت تاثیر قرار گرفتن کارایی فتوسنتزی و زنجیره انتقال الکترون است (Li *et al*., 2010; shu *et al*., 2013).

شاخص‌های بازده کوانتومی انتقال الکترون

نتایج نشان داد بیشترین مقدار شاخص PI_{ABS}، ψ_0 و ΦE_0 در تیمار نوری قرمز۷۰:آبی۳۰ و کمترین مقدار آن در نور قرمز و آبی مشاهده شد. بیشترین میزان ΦD_0 در تیمار نور قرمز و آبی مشاهده شد و کمترین میزان آن به نور قرمز۷۰:آبی۳۰ و سفید تعلق داشت (شکل ۶).



شکل ۵- پارامترهای کلروفیل فلورسانس در تست OJIP شامل A) کارایی عملکرد کوانتومی فتوسیستم II (Fv/Fm) و B) کارایی سیستم تجزیه آب فتوسیستم II (Fv/F_0) در گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

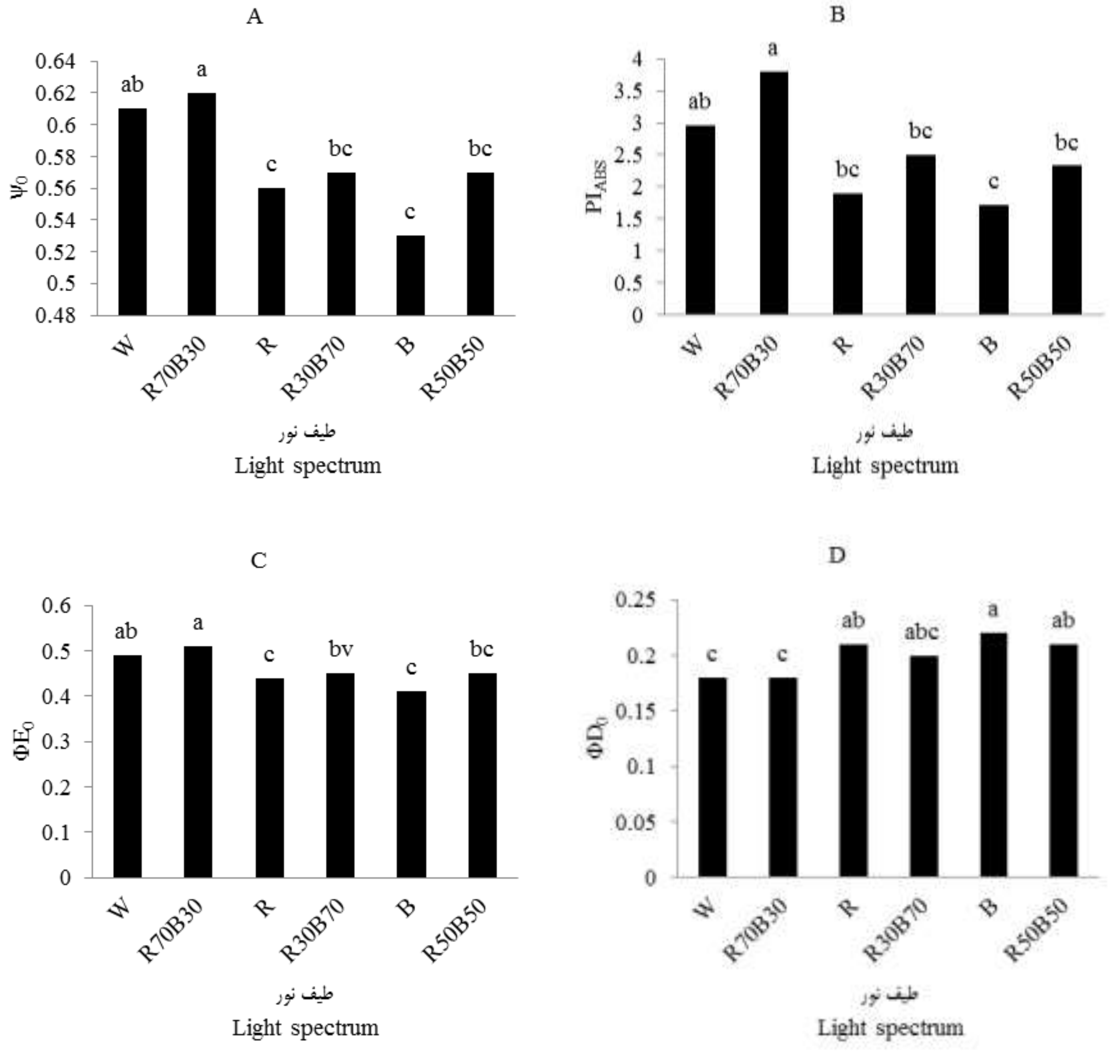
Figure 5- Chlorophyll a fluorescence of the OJIP-test including A) Fv/Fm and B) Fv/F0 in the *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity
(DMRT, $p\leq 0.05$).

شارهای انرژی خاص (بازای هر کوئینون A احیاکننده مرکز واکنش فتوسیستم II)

بر اساس نتایج مقایسه میانگین داده‌ها، کمترین مقدار ABS/RC در تیمار نوری قرمز۷۰:آبی۳۰ مشاهده شد و در سایر تیمارها تفاوت معنی‌داری مشاهده نشد. بالاترین مقدار TR_0/RC در محیط نوری قرمز گزارش شد و با تیمار نور آبی و سفید تفاوت معنی‌داری نداشت و کمترین مقدار آن در تیمار نور قرمز۷۰:آبی۳۰ مشاهده شد. کمترین اتلاف انرژی به ازای هر مرکز واکنش (DI_0/RC) و بیشترین انتقال الکترون به ازای هر مرکز واکنش (ET_0/RC) تحت نور قرمز۷۰:آبی۳۰ و در بین سایر تیمارها از نظر این دو پارامتر اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد (شکل ۷).

شاخص کارایی سیستم به ازای نور جذب شده (PI_{ABS})، نشان‌دهنده تبادل انرژی بین فوتون‌های جذب شده در فتوسیستم II و احیای الکترونی گیرنده‌های فتوسیستم I است. اینطور می‌توان گفت که شاخص PI_{ABS} نشان‌دهنده انرژی منتقل شده از فتوسیستم II به فتوسیستم I است (Strasser *et al.*, 2010). PI_{ABS} یک شاخص بیوفیزیکی مناسب برای نمایش اختلاف بین پاسخ‌های فتوسیستم II به شرایط عادی و تنش‌زا است. کاهش در نرخ PI_{ABS} می‌تواند به علت مهار انتقال الکترون باشد که در نتیجه‌ی کاهش در عملکرد مفید فتوسیستم II اتفاق افتاده است (Liang *et al.*, 2007). پایین آمدن میزان PI_{ABS} در نور قرمز ناشی از بالا بودن میزان جذب انرژی نورانی (ABS/RC)، شار به دام انداختن الکترون به ازای هر مرکز واکنش (TR_0/RC)، انرژی اتلاف شده بازای هر مرکز واکنش (DI_0/RC) و کاهش انتقال الکترون به ازای هر مرکز واکنش (ET_0/RC)است. کاهش در نرخ PI_{ABS} می‌تواند بیانگر آسیب و تخریب در سیستم فتوسنتزی در نور قرمز باشد. ΦE_0 پارامتری است که نشاندهنده میزان جریان الکترون به میزان انرژی جذب شده می باشد. بعبارت دیگر شاخص مذکور بیانگر احتمال انتقال الکترون به ناقل‌های بعد از QA^- توسط انرژی فوتون جذبی است (Van Heerden *et al.*, 2003). این شاخص در گیاهان پرورش یافته تحت نور ترکیبی قرمز و آبی افزایش و در گیاهان پرورش یافته تحت نور قرمز و آبی تک طیف کاهش نشان داد. کاهش این پارامتر به معنای کاهش در میزان جریان الکترون به سمت ناقل‌های جلو در مسیر انتقال الکترون می‌باشد (Mehta *et al.*, 2010). همچنین کاهش این پارامتر را می‌توان ناشی از کاهش در ψ_0 (احتمال انتقال الکترون به آن سوی کوئینون A) دانست (Goncalves, 2007). با توجه به نتایج حاصل از شاخص‌های بازده کوانتومی انتقال الکترون می‌توان نتیجه گرفت که گیاهان پروش یافته تحت نورهای ترکیبی قرمز۷۰ و آبی۳۰ از عملکرد فتوسنتزی بهتری برخوردار هستند که با نتایج حسینی و همکاران (Hosseini *et al.*, 2019) مطابقت دارد.

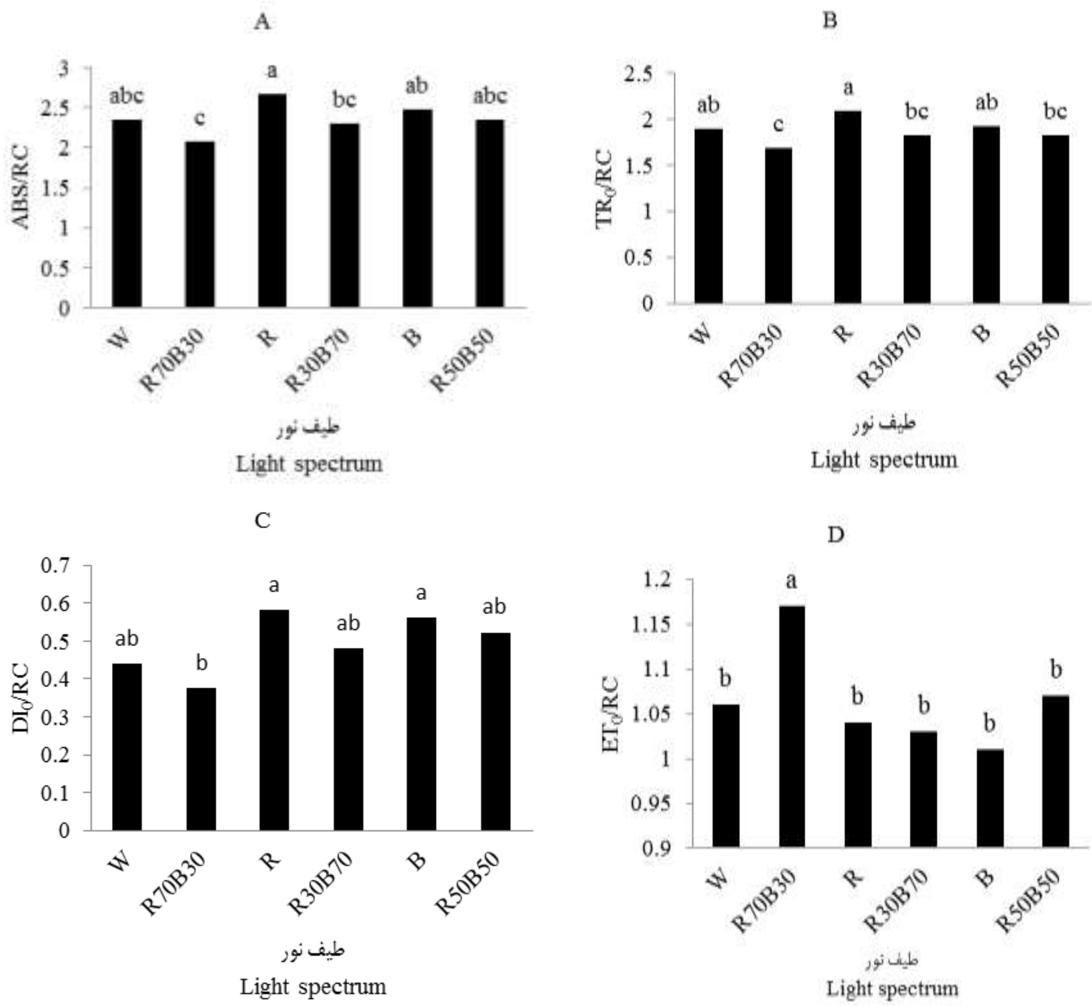
شاخص ABS/RC، نشان دهنده اندازه مؤثر آنتن به ازای مراکز واکنش فعال (QA^- احیا شده) است که در تیمار نوری قرمز با اختلاف معنی‌داری از بقیه تیمارها بیشتر بود. افزایش این شاخص در نور قرمز می‌تواند بیانگر کاهش مراکز واکنش فعال یا افزایش در اندازه این آنتن‌ها باشد (Lu and Vonshak, 1999). در گیاهان پرورش یافته در نور قرمز با وجود بالاتر بودن شاخص TR_0/RC نسبت سایر محیط‌های نوری، میزان شاخص عملکرد کوانتومی انتقال الکترون (ΦE_0) و انتقال الکترون برانگیخته به آن سوی QA (ψ_0) با اختلاف معنی‌داری کمترین مقدار بود، دلیل این امر می‌تواند ناشی از آسیب به پذیرنده‌های الکترون بعد از کوئینون اولیه (QA) در محل اتصال به پروتئین DI باشد و انتقال الکترون به درستی انجام نمی‌شود و در نتیجه کاهش راندمان بازده کوانتومی رخ داد (Parvanova *et al.*, 2004).



شکل ٦- احتمال انتقال الکترون برانگیخته شده به آنسوی کوئینون A (ψ_0; A)، عملکرد فوتون بر اساس جذب (PI_{ABS}; B)، عملکرد کوانتومی انتقال الکترون (ΦE_0; C)، عملکرد کوانتومی اتلاف انرژی (ΦD_0; D) در گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

Figure 6- Probability that an electron moves further than QA (ψ_0; A), performance index in light absorption basis (PI_{ABS}; B), quantum yield of electron transport (ΦE0; C), Quantum yield of energy dissipation (ΦD0; D) in the *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity

(DMRT, $p \leq 0.05$).



شکل ۷- شارهای انرژی خاص در مرکز هر واکنش برای جذب انرژی به ازای هر مرکز واکنش (ABS/RC; A)، به دام انداختن الکترون به ازای هر مرکز واکنش (TR_0/RC; B)، انرژی اتلاف شده به ازای هر مرکز واکنش (DI_0/RC; C)، انتقال الکترون به ازای هر مرکز واکنش (ET_0/RC; D) در گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

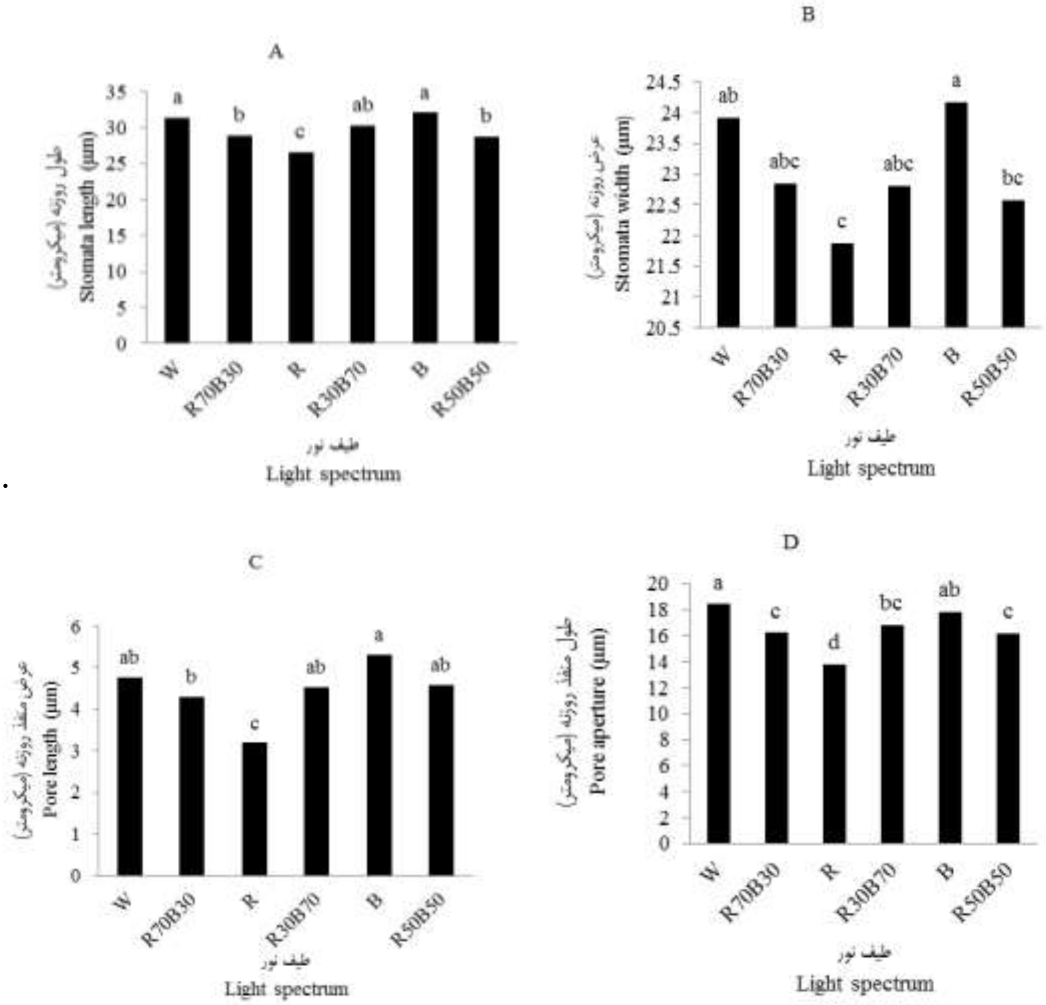
Figure 7- Specific energy fluxes per reaction center (RC) for energy absorption (ABS/RC; A), trapped energy flux (TR_0/RC; B), dissipated energy flux (DI_0/RC; C), electron transport flux (ET_0/RC; D) in the *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity

(DMRT, *p≤0.05*).

ΦD_0و DI_0/RC پارامترهای مربوط به انرژی اتلاف شده به ازای هر مرکز واکنش در فتوسیستم II هستند که کارایی فرآیندهای تحریک غیر فتوشیمیایی را نشان می‌دهد (Falqueto *et al.*, 2017). تبدیل انرژی به گرما پاسخی برای محافظت از سلول‌های گیاهان در برابر آسیب‌های ناشی از نور است (Hosseini *et al.*, 2019). در مطالعه حاضر کمترین مقدار ΦD_0 و DI_0/RC در گیاهان پرورش یافته در نور قرمز۷۰: آبی ۳۰ مشاهده شد که با نتایج بیات و همکاران (Bayat *et al.*, 2018) مطابقت دارد. افزایش این پارامتر نشان‌دهنده خاموش شدن برخی از مراکز واکنش فتوسیستم II است که در نتیجه منجر به کاهش قابلیت احیای QA می‌شود و بیشتر نور جذب شده توسط فتوسیستم ها برای بازده فتوشیمیایی زنجیره انتقال الکترون استفاده نمی‌شود و به عنوان گرما از سیستم انتقال الکترون دفع می‌شود (Veiga *et al.*, 2013). تبدیل انرژی به گرما پاسخی از سوی گیاه برای محافظت از سلول‌ها در برابر آسیب‌های ناشی از نور می باشد. مطابق با یافته‌های ما، گزارش شده است که نور قرمز باعث کاهش F_v/F_m و افزایش اتلاف انرژی از گیاه می‌شود (Aliniaeifard *et al.*, 2018).

خصوصیات روزنه‌ای

روزنه‌ها مهمترین کانال ارتباطی بین فضای درونی گیاه و محیط اطراف گیاه است که مهمترین نقش را در تبادلات گازی و هدایت هیدرولیکی گیاه بازی می‌کنند. پس از بررسی‌های صورت گرفته نتایج بیانگر تاثیر معنی‌دار در ارتباط با خصوصیات روزنه‌ای تحت طیف‌های نوری مختلف بود. بر اساس نتایج مقایسات میانگین کمترین طول روزنه در تیمار نور قرمز و بیشترین طول روزنه در تیمارهای نور آبی، سفید و قرمز۳۰:آبی۷۰ مشاهده شد. بیشترین عرض روزنه در تیمار نور آبی و سفید به دست آمد در حالیکه کمترین مقدار آن در محیط نوری قرمز به دست آمد. بیشترین طول و عرض منفذ روزنه در نور آبی و سفید و کمترین طول و عرض منفذ روزنه در نور قرمز بود (شکل ۸). عرض منفذ روزنه به عنوان مهمترین خصوصیت روزنه‌ای، نشان‌دهنده میزان باز بودن دهانه روزنه است. خصوصیات آناتومیک روزنه‌ای بطور قابل ملاحظه‌ای در گیاهان رشد کرده در طیف‌های مختلف نور متفاوت بود. به طور کلی بزرگترین اندازه روزنه با بیشترین عرض شکاف روزنه در گیاهان رشد کرده در نور آبی و در مقابل روزنه‌هایی با شکاف روزنه باریکتر در گیاهان رشد کرده در نور قرمز مشاهده شد. یافته‌های ما نیز هم راستا با پژوهش‌های پیشین در ارتباط با اثر نور آبی بر تغییر مورفولوژی روزنه و افزایش اندازه روزنه‌ها بود (XiaoYing *et al.*, 2011).



شکل ۸- خصوصیات روزنه ای برگ شامل طول (A)، عرض (B)، طول منفذ (C) و عرض منفذ (D) روزنه در گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

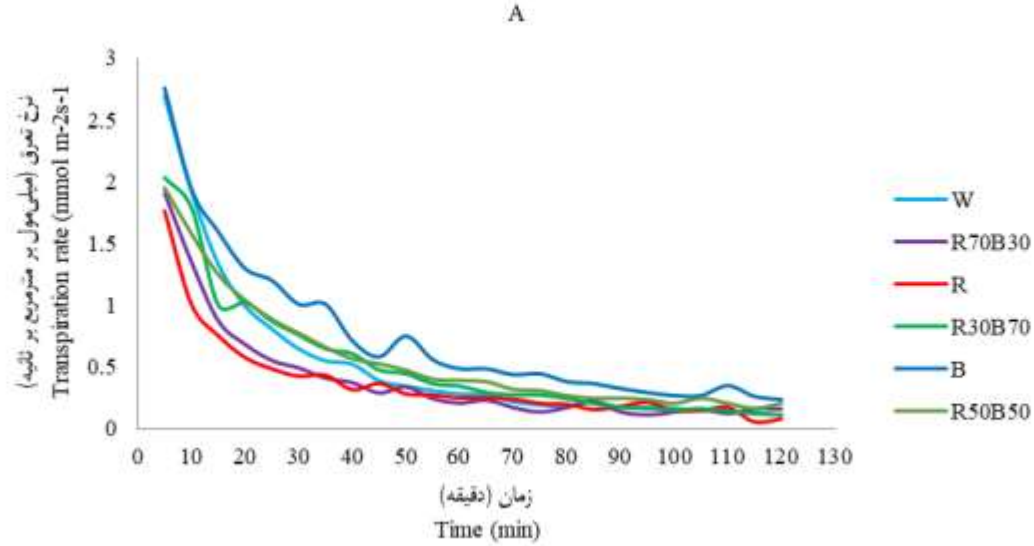
Figure 8- Stomatal traits of the leave including stomatal length (A), width (B), pore length (C), pore aperture (D) in the *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity
(DMRT, $p \leq 0.05$).

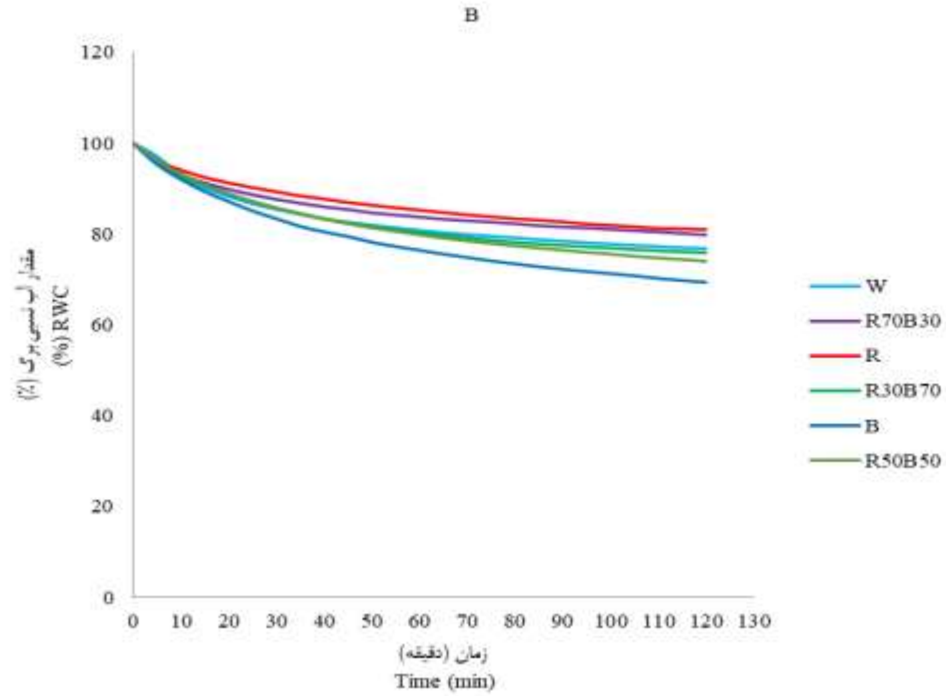
نرخ تعرق و محتوی نسبی آب برگ

نرخ تعرق و محتوی نسبی آب برگ گیاهان تحت تاثیر طیف‌های نوری مختلف قرار گرفت. کمترین نرخ تعرق و بیشترین محتوی نسبی آب برگ‌ها، در گیاهان پرورش یافته تحت نور قرمز مشاهده شد و بالاترین نرخ تعرق و کمترین محتوی نسبی آب برگ‌ها در تیمار نور آبی مشاهده شد (شکل ۹). بیش از ۹۰ درصد اتلاف آب از طریق روزنه‌ها صورت می‌گیرد. سلول‌های نگهبان روزنه دارای دو واکنش شناخته شده به نور شامل واکنش بسته به کلروفیل و فتوسنتز و واکنش مستقل از فتوسنتز می‌باشند (Talbott, 2002). نتایج تحقیقات بسیاری در حمایت از اینکه نور آبی میتواند در باز شدن روزنه نقش داشته باشد ارائه شده است (Kinoshita *et al.*, 2001; Talbott *et al.*, 2002). اگرچه گزارش شده است که نور آبی و قرمز هر دو می‌توانند باز شدن روزنه را القاء کنند اما نقش نور قرمز در باز شدن روزنه به صورت غیر مستقیم است. نور آبی از طریق گیرنده‌های خود می‌تواند بطور مسقیم باعث ایجاد حالت فوق قطبیت در سلول‌های محافظ و القای نفوذ یون‌ها و در نتیجه آن باز شدن روزنه‌ها شود (Kinoshita *et al.*, 2011). در حالیکه نقش نور قرمز در باز شدن روزنه از طریق فتوسنتز سلول‌های مزوفیل و کلروپلاست سلول‌های نگهبان روزنه است (Olsen *et al.*, 2002; Suetsugu *et al.*, 2014). نور آبی می‌تواند باعث ورود پتاسیم به سلول‌های نگهبان روزنه و خروج پروتون با فعالسازی پمپ‌های پروتونی غشای پلاسمائی و در نتیجه باز شدن روزنه گردد (Mott, 2009). بر اساس نتایج این مطالعه، گیاهانی که تحت نور آبی رشد و نمو یافته‌اند دارای روزنه‌های بزرگتر با شکاف روزنه‌ای عریض‌تر بودند. به نظر می‌رسد به وجود آمدن این خصوصیات روزنه‌ای در شرایط با نسبت زیاد نور آبی باعث افزایش هدایت روزنه‌ای و افزایش نرخ تعرق و کاهش محتوی نسبی آب برگ در گیاهان پرورش‌یافته در نور آبی گردیده است. همان طور که قبلا هم گفته شد ثابت شده گیاهان پرورش یافته تحت نور قرمز دارای روزنه‌های کوچکتری نسب به گیاهان پرورش یافته در نور آبی می‌باشند. در این حالت این نوع روزنه‌ها دارای واکنش سریعتری نسبت به روزنه‌های بزرگتر می‌باشند و قابلیت بهینه‌سازی باز و بسته کردن روزنه‌ها جهت انجام دو فرایند معکوس (جذب دی اکسیدکربن برای فتوسنتز و خارج نمودن بخار آب توسط تعرق) را به طور موثرتری دارا می‌باشند که این امر باعث بهبود کارائی مصرف آب در آنها می‌گردد (Doheny-Adams, 2012). علی نیایی فرد و سیفی کلهر (Aliniaeifard and Seifi kalhor, 2017) گزارش کردند نور آبی باعث افزایش هدایت روزنه‌ای و تعرق و کاهش فتوسنتز خالص و کارایی مصرف آب گیاه گیاه برگ بیدی می‌شود. مطابق با این یافته‌ها در این پژوهش نیز گیاهان پرورش یافته در نور آبی نرخ تعرق بالاتر و محتوی نسبی آب پایین‌تری را نشان دادند.

درصد اسانس

درصد اسانس گیاه مریم گلی به طور معنی‌داری تحت تاثیر کیفیت نور قرار گرفت. در پژوهش حاضر مقدار اسانس بین ۰/۴۵ تا ۱/۷۵ درصد متغیر بود. بیشترین مقدار اسانس (۱/۷۵ درصد حجمی وزنی) در نور ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ مشاهده شد و کمترین مقدار اسانس (۰/۴۵ درصد حجمی وزنی) در گیاهان پرورش یافته تحت نور آبی مشاهده شد که اختلاف معنی‌داری با تیمار نور قرمز۳۰:آبی۷۰ وجود نداشت. بررسی مقایسه میانگین تیمارهای نوری نشان داد که استفاده از تیمار نوری ترکیبی قرمز۷۰:آبی۳۰ منجر به افزایش ۳۲/۳۳ درصدی در میزان اسانس نسبت به تیمار سفید شده است (شکل ۱۰). در این مطالعه مشاهده شد نسبت بهینه نور ترکیبی قرمز و آبی، در مقایسه با نورهای تک طیف آبی و قرمز تاثیر بیشتری بر مقدار اسانس دارد که احتمالا ناشی از افزایش سنتز متابولیت‌های اولیه در این محیط نوری می‌باشد. گزارش شده است نورهای با طول موج کوتاه (نور آبی) میزان اسانس گیاهان حاوی این ماده موثره را کاهش می‌دهد (Pavlov and Ilieva 1972; Saleh, 1973). در نعناع فلفلی، نعناع دشتی و پونه میزان اسانس زیر نور قرمز نسبت به آبی و سفید به ترتیب ۳۹٪ و ۸۶٪ بیشتر بود (Dou *et al.*, 2017). اسانس‌های گیاهی از متابولیت‌های ثانویه محسوب می‌شوند و هر چند تاکنون تاثیر نورهای LED بر اسانس گیاهان به طور کامل بررسی نشده‌اند ولی اخیرا مشخص شده است که هر دو نور قرمز و نور آبی می‌توانند با تاثیر بر تولید متابولیت‌های اولیه، تجمع آنها را در بافت‌های مختلف گیاهان افزایش دهند (Urbonaviciute *et al.*, 2008). با این حال گزارش‌هایی هم وجود دارد که نشان می‌دهد نور آبی نیز می‌تواند تولید برخی از متابولیت‌های گیاه را افزایش دهد. به عنوان مثال، پارک و همکاران (Park *et al.*, 2013) در گیاه جینسینگ گزارش کردند که نور آبی منجر به افزایش ترکیبات اسید وانیلیک، اسید کوماریک و اسید فرولیک گردید. به طور کلی نتایج بیانگر تاثیر طیف‌های نور بر تولید متابولیت‌های ثانویه در گونه‌های گیاهی می‌باشد و به نظر می‌رسد احتمالا این طول موج‌ها با فعال‌سازی برخی ژن‌های گیاهی مرتبط هستند که مسئول نهایی افزایش متابولیت‌های ثانویه گیاهی محسوب می‌شوند (Sabzalian *et al.*, 2014).





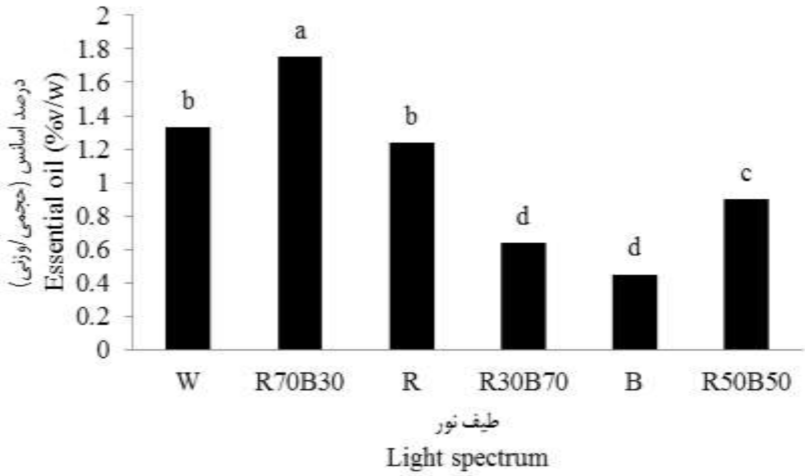
شکل ۹- نرخ تعرق (A) و مقدار آب نسبی برگ (B) در گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

Figure 9- Leaf transpiration rate (E; A) and relative water content (RWC; B) in the *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity

نتیجه‌گیری

مدیریت عوامل محیطی دخیل در رشد و نمو گیاه مانند کیفیت نور می‌تواند به افزایش ظرفیت فتوسنتزی و در نتیجه افزایش عملکرد و کیفیت محصول کمک کند. تحقیقات متعددی در زمینه بهترین شدت و کیفیت مطلوب نور مورد نیاز گونه‌های گیاهی در محیط‌های کنترل‌شده جهت حصول بهترین عملکرد انجام گرفته و در حال انجام می‌باشد. به طور کلی، مطالعه حاضر نشان داد نورهای قرمز و آبی تک رنگ برای خواص بیوفیزیکی زنجیره انتقال الکترون، کارایی فتوسنتز گیاه مریم گلی مناسب نیستند و نورهای ترکیبی قرمز:آبی (بویژه قرمز۷۰:آبی۳۰) باعث بهبود ظرفیت فتوسنتزی، شاخص‌های رشدی و فیتوشیمیایی در گیاه مریم گلی شد. بنابراین در تولید تجاری این گیاه

در محیط‌های کنترل شده با سیستم‌های نوردهی مصنوعی برای بهینه شدن تبادلات گازی و روابط آبی گیاه (فتوسنتز و تعرق)، نور ترکیبی قرمز۷۰: آبی۳۰ توصیه می‌شود.



شکل ۱۰- درصد اسانس گیاه مریم گلی رشد یافته تحت طیف‌های مختلف نوری با شدت نور یکسان

Figure 10- The content of essential oil of *Salvia officinalis* grown under different light spectra with same intensity (DMRT, $p \leq 0.05$).

منابع

1. Abidi, F., Girault, T., Douillet, O., Guillemain, G., Sintes, G., Laffaire, M. Ben Ahmed, H. Smiti, S., HucheThelier, L., & Leduc, N. (2013). Blue light effects on rose photosynthesis and photomorphogenesis. *Journal of Plant Biology*, 15, 67-74. https://doi: 10.1111/j.1438-8677.2012.00603.x
2. Aliniaeifard, S., & van Meeteren, U. (2014). Natural variation in stomatal response to closing stimuli among *Arabidopsis thaliana* accessions after exposure to low VPD as a tool to recognise the mechanism of disturbed stomatal functioning. *Journal of Experimental Botany*, *65*, 6529-6542. https://doi.org/10.1093/jxb/eru370
3. Aliniaeifard, S., & van Meeteren, U. (2016). Stomatal characteristics and desiccation response of leaves of cut chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium*) flowers grown at high air humidity. *Scientia Horticulturae*, *205*, 84-89. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.04.025
4. Aliniaeifard, S., & Seifi kalhor, M. (2017). Effects of blue light on photosynthesis of *Tradescantia virginiana* plants grown in different VPDs. *Journal of Plant Research (Iranian Journal of Biology)*, *30*(2), 420-428.
5. Aliniaeifard, S., Seif, M., Arab, M., Zare Mehrjerdi, M., Li, T., & Lastochkina, O. (2018). Growth and photosynthetic performance of *Calendula officinalis* under monochromatic red light. *International Journal of Horticultural Science and Technology*, *5*, 123-132. https://doi.org/10.22059/ijhst.2018.261042.248
6. Arve, L.E., Kruse, O.M.O., Tanino, K.K., Olsen, J.E., Futsæther, C., & Torre, S. (2015). Growth in continuous high air humidity increases the expression of CYP707A-genes and inhibits stomatal closure. *Environmental and Experimental Botany*, *115*, 11-19.
7. Bantis, F., Ouzounis, T., & Radoglou, K. (2016). Artificial LED lighting enhances growth characteristics and total phenolic content of *Ocimum basilicum*, but variably affects transplant success. *Scientia Horticulturae*, *198*, 277-283. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.11.014
8. Bayat, L., Arab, M., Aliniaeifard, S., Seif, M., Lastochkina, O., & Li, T. (2018). Effects of growth under different light spectra on the subsequent high light tolerance in rose plants. *AoB Plants*, *10*(5), 1-17. https://doi.org/10.1093/aobpla/ply052
9. British Pharmacopoeia. (1980). H. M. S. Office. 2, London, 109-110 pp.
10. Bugbee, B. (2016). In toward an optimal spectral quality for plant growth and development: The importance of radiation capture. *Acta Horticulturae*, *1134*(1), 1-12.
11. Carvalho, S.D., & Folta, K.M. (2014). Environmentally modified organisms expanding genetic potential with light. *Critical Reviews in Plant Sciences*, *33*, 486-508. http://dx.doi.org/10.1080/07352689.2014.929929
12. Chen, M., Chory, J., & Fankhauser, C. (2004). Light signal transduction in higher plants. *Annual Review of Genetics*, *38*, 87-117. https://doi.org/10.1146/annurev.genet.38.072902.092259

13. Davis, P.A., & Burns, C. (2016). Photobiology in protected horticulture. *Journal of Food and Energy Security, 5*, 223–238. https://doi.org/10.1002/fes3.97
14. Dou, H., Niu, G., Gu, M., & Masabni, J. (2017). Effects of light quality on growth and phytonutrient accumulation of herbs under controlled environments. *Horticulturae, 3*(2), 36. http://dx.doi.org/10.3390/horticulturae3020036
15. Cosgrove, D.J. (1981). Rapid suppression of growth by blue light: occurrence, time course, and general characteristics. *Plant Physiology, 67*, 584-590. https://doi.org/10.1104/pp.67.3.584
16. Doheny-Adams, T., Hunt, L., Franks, P.J., Beerling, D.J., & Gray, J.E. (2012). Genetic manipulation of stomatal density influences stomatal size, plant growth and tolerance to restricted water supply across a growth carbon dioxide gradient. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences, 367*, 547-555. https://doi.org/10.1098%2Frstb.2011.0272
17. Falqueto, A.R., da Silva Júnior, R.A., Gomes, M.T.G., Martins, J.P.R., Silva, D.M., & Partelli, F.L. (2017). Effects of drought stress on chlorophyll a fluorescence in two rubber tree clones. *Scientia Horticulturae, 224*, 238-243. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.06.019
18. Goncalves, JFC., Santos, UM., Nina, A., & Chevreuil, LR. (2007). Energetic flux and performance index in copaiba (*Copaifera multijuga* Hayna) and mahogany (*Swietenia macrophylla* King) seedling grown under two irradiance environments. *Brazilian Journal of Plant Physiology, 19*, 171-184.
19. Hernandez, R., & Kubota, C. (2015). Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs. *Environmental and Experimental Botany, 121*(1), 66-74.
20. Hogewoning, SW., Trouwborst, G., Maljaars, H., Poorter, H., van Ieperen, W., & Harbinson, J. (2010). Blue light dose responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. *Journal of Experimental Botany, 61*, 3107-3117. https://doi.org/10.1093/jxb/erq132.
21. Hosseini, A., Mehrjerdi, M.Z., Aliniaeifard, S., & Seif, M. (2019). Photosynthetic and growth responses of green and purple basil plants under different spectral compositions. *Physiology and Molecular Biology of Plants, 25*, 741-752. https://doi.org/10.1007/s12298-019-00647-7
22. Jordan, P., Fromme, P., Witt, HT., Klukas, O., Saenger, W., & Krau, N. (2001). Three-dimensional structure of cyanobacterial photosystem I at 2.5 Å resolution. *Nature, 411*, 909-917. https://doi.org/10.1038/35082000
23. Kalaji, H.M., Carpentier, R., Allakhverdiev, S.I., & Bosa, K. (2012). Fluorescence parameters as early indicators of light stress in barley. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology, 112*, 1-6. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2012.03.009
24. Kalaji, H. M., Jajoo, A., Oukarroum, A., Brestic, M., Zivcak, M., Samborska, I.A., Cetner, M.D., Łukasik, I., Goltsev, V., & Ladle, R.J. (2016). Chlorophyll a fluorescence as a tool to monitor physiological status of plants under abiotic stress conditions. *Acta Physiologiae Plantarum, 38*, 102-111. http://dx.doi.org/10.1007/s11738-016-2113-y
25. Kasajima, S.y., Inoue, N., Mahmud, R., & Kato, M. (2008). Developmental responses of wheat cv. Norin 61 to fluence rate of green light. *Plant Production Science, 11*, 76-81. https://doi.org/10.1626/pps.11.76
26. Kim, S.J., Hahn, E.J., Heo, J.W., & Paek, K.Y. (2004). Effects of LEDs on net photosynthetic rate, growth and leaf stomata of chrysanthemum plantlets in vitro. *Scientia Horticulturae, 101*, 143-151. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2003.10.003
27. Kim, H.J., Lin, M.Y., & Mitchell, C.A. (2019). Light spectral and thermal properties govern biomass allocation in tomato through morphological and physiological changes. *Journal of Environmental and Experimental Botany, 157*, 228–240.
28. Kinoshita, T., Doi, M., Suetsugu, N, Kagawa, T., Wada, M., & Shimazaki, K. (2001). Phot1 and phot2 mediate blue light regulation of stomatal opening. *Nature, 414*, 656-660. https://doi.org/10.1038/414656a
29. Kinoshita, T., & Hayashi, Y. (2011). New insights into the regulation of stomatal opening by blue light and plasma membrane H (+) ATPase. *International Review of Cell and Molecular Biology, 289*, 89-115. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-386039-2.00003-1
30. Kozai, T., & Kubota, C. (2005). *Photoautotrophic (Sugar-free Medium) Micropropagation as a New Micropropagation and Transplant Production System*. Springer, Dordrecht.
31. Li, G., Wan, S., Zhou, J., Yang, Z., & Qin, P. (2010). Leaf chlorophyll fluorescence, hyperspectral reflectance, pigments content, malondialdehyde and proline accumulation responses of castor bean (*Ricinus communis* L.) seedlings to salt stress levels. *Industrial Crops and Products, 31*(1), 13-19. http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2009.07.015
32. Li, Y., Xin, G., Wei, M., Shi, Q., Yang, F., & Wang, X. (2017). Carbohydrate accumulation and sucrose metabolism responses in tomato seedling leaves when subjected to different light qualities. *Scientia Horticulturae, 225*, 490-497. http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2017.07.053
33. Liang, Y., Chen, H., Tang, M.J., Yang, P.F., & Shen, S.H. (2007). Responses of Jatropha curcas seedlings to cold stress: photosynthesis related proteins and chlorophyll fluorescence characteristics. *Physiologia Plantarum, 131*(3), 508-517. https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2007.00974.x

34. Lu, C., & Vonshak, A. (1999). Photoinhibition in outdoor Spirulina platensis cultures assessed by polyphasic chlorophyll fluorescence transients. *Journal of Applied Phycology, 11*, 355-359.
35. Lu, N., Maruo, T., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ito, Y., & Shinohara, Y. (2012). Effects of supplemental lighting with light-emitting diodes (LEDs) on tomato yield and quality of single-truss tomato plants grown at high planting density. *Environmental Control in Biology, 50*(1), 63-74.
36. Lu, N., Maruo, T., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ito, Y., & Shinohara, Y. (2012). Effects of supplemental lighting with light-emitting diodes (LEDs) on tomato yield and quality of single-truss tomato plants grown at high planting density. *Environmental Control in Biology, 50*(1), 63-74. https://doi.org/10.2525/ecb.50.63
37. Matsuda, R., Ohashi-Kaneko, K., Fujiwara, K., & Kurata, K. (2008). Effects of blue light deficiency on acclimation of light energy partitioning in PSII and CO_2 assimilation capacity to high irradiance in Spinach leaves. *Plant and Cell Physiology*, *49*, 664-670.
38. Maxwell, K., & Johnson, GN. 2000. Chlorophyll fluorescence a practical guide. *Journal of Experimental Botany*, *51*, 659-668. https://doi.org/10.1093/jxb/51.345.659
39. Mehta, P., Jajoo, A., Mathur, S., & Bharti, S. (2010). Chlorophyll a flouresence study revealing effects of high salt stress on photosystem II in wheat leaves. Plant *Physiology and Biochemistry*, *48*, 16-20. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2009.10.006
40. Miao, L., Zhang, Y., Yang, X., Xiao, J., Zhang, H., Zhang, Z., Wang, Y., & Jiang, G., (2016). Colored light-quality selective plastic films affect anthocyanin content, enzyme activities, and the expression of flavonoid genes in strawberry (*Fragaria× ananassa*) fruit. *Food Chemistry*, *207*, 93-100. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.02.077
41. Mitchell, C., Both, AJ., Bourget, M., Burr, J., Kubota, C., Lopez, R., Morrow, R. & Runkle, E. (2012). LEDs: The future of greenhouse lighting! *Chronica. Horticultural*, 52, 1-9.
42. Mott, K.A. (2009). Opinion: Stomatal responses to light and CO_2 depend on the mesophyll. *Plant Cell Environment*, *32*, 1479-1486. https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2009.02022.x
43. Nishimura, T., Zobayed, S.M.A., Kozai, T., & Goto, E. (2006). Effect of light quality of blue and red florescent lamps on growth of *Hypericum perforatum* L. (St. John's wort). *Shokubutsu Kankyo Kogaku, 18*(3), 225-229. https://doi.org/10.2525/shita.18.225
44. Olsen, RL., Pratt, RB., Gump, P., Kemper, A., & Tallman, G. (2002). Red light activates a chloroplast-dependent ion uptake mechanism for stomatal opening under reduced CO_2 concentrations in *Vicia spp*. *New Phytologist*, *153*, 497-508. https://doi.org/10.1046/j.0028-646x.2001.00337.x
45. Nozue, H., & Masao, G. (2018). *Usefulness of Broad-Spectrum White LEDs to Envision Future Plant Factory*. In: Kozai, T. (Ed), Smart Plant Factory, The Next Generation Indoor Vertical Farms. (pp.197-210.). Springer Nature Singapore.
46. Ouzounis, T. Rosenqvist, E., & Ottosen, C. (2015). Spectral Effects of Artificial Light on Plant Physiology and Secondary Metabolism: A Review. *HortScience*, *50*(8), 1128–1135. http://dx.doi.org/10.21273/HORTSCI.50.8.1128
47. Ozfidan, C., Turkan, I., Sekmen, A.H., & Seckin, B. (2013). Time course analysis of ABA and non-ionic osmotic stress-induced changes in water status, chlorophyll fluorescence and osmotic adjustment in Arabidopsis thaliana wild-type (Columbia) and ABA deficient mutant (aba2). *Environmental and Experimental Botany*, *86*, 44-51. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2010.09.008
48. Park, S. Y., Lee, J. G., Cho, H. S., Seong, E. S., Kim, H. Y., Yu, C. Y., & Kim, J. K. (2013). Metabolite profiling approach for assessing the effects of colored light-emitting diode lighting on the adventitious roots of ginseng (*Panax ginseng* C. A. Mayer). *Plant Omics Journal*, *6*, 224-230.
49. Parvanova, D., Popova, A., Zaharieva, I., Lambrev, P., Konstantinova, T., Taneva, S., Atanassov, A., Goltsev, V., & Djilianov, D. (2004). Low temperature tolerance of tobacco plants transformed to accumulate proline, fructans, or glycine betaine. Variable chlorophyll fluorescence evidence. *Photosynthetica*, *42*, 179-185. https://doi: 10.1023/B:PHOT.0000040588.31318.0f
50. Palvlov, P., & Ilieva, S. (1972). Some biochemical changes in early developmental stages of *salvia sclarea* affected by different illumination. *Rasteniev Nauki*, *10*, 13-20.
51. Ripley, B.S., Redfern, S.P., & Dames, J. (2004). Quantification of the photosynthetic performance of phosphorus-deficient Sorghum by means of chlorophyll-a fluorescence kinetics. *South African Journal of Science*, *100*, 615-618.
52. Ryu, J.H., Seo, K.S., Choi, G.L., Rha, E.S., Lee, S.C., Choi, S.K., Kong, S.Y., & Bae, C.H. (2012). Effects of LED light illumination on germination, growth and anthocyanin content of dandelion (*Taraxacum officinale*). *The Korean Journal of Plant Resources*, *25*(6), 731-738. http://doi.org/10.7732/kjpr.2012.25.6.731
53. Sabzalian, M.R., Heydarizadeh, P., Zahedi, M., Boroomand, A., Agharokh, M., Sahba, M.R., & Schoefs, B. (2014). High performance of vegetables, flowers, and medicinal plants in a red-blue LED incubator for indoor plant production. *Agronomy for Sustainable Development*, *34*, 879-886.
54. Saleh, M. (1972). Effect of light uponquantity and quality of *Matricaria chamomilla* L. oil. *Planta Medica*, *24*(4),

337-340.
55. Savvides, A., Fanourakis, D., & van Ieperen, W. (2012). Co-ordination of hydraulic and stomatal conductances across light qualities in cucumber leaves. *Journal of Experimental Botany, 63*, 1135-1143.
56. Schuerger, A.C., Brown, C.S., & Stryjewski, E.C. (1997). Anatomical features of pepper plants (*Capsicum annuum* L.) grown under red light-emitting diodes supplemented with blue or far-red light. *Annals of Botany, 79*, 273-282. https://doi.org/10.1006/anbo.1996.0341
57. Shu, S., Yuan, L.Y., Guo, S.R., Sun, J., & Yuan, Y.H. (2013). Effects of exogenous spermine on chlorophyll fluorescence, antioxidant system and ultrastructure of chloroplasts in *Cucumis sativus* L. under salt stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, *63*, 209-216. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.11.028
58. Slavik, B. (1974). Methods of Studying Plant Water Relations. Chapman and Hall, London.
59. Srivastava, A., & Strasser, R.J. (1999). Greening of peas: parallel measurements of 77 K emission spectra, OJIP chlorophyll a fluorescence transient, period four oscillation of the initial fluorescence level, delayed light emission, and P700. *Photosynthetica, 37*, 365-392.
60. Strasser, B.J. (1995). Measuring fast fluorescence transients to address environmental questions: the JIP test. *Photosynthesis: from Light to Biosphere*, 977-980. http://dx.doi.org/10.1007/978-94-009-0173-5_1142
61. Strasser, RJ., Srivastava, A., & Tsimilli-Michael, M. (2000). The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples. *Probing Photosynthesis: Mechanisms, Regulation and Adaptation*, 445-483.
62. Strasser, RJ., Tsimilli-Michael, M., Qiang, S., & Goltsev, V. (2010). Simultaneous in vivo recording of prompt and delayed fluorescence and 820-nm reflection changes during drying and after rehydration of the resurrection plant Haberlea rhodopensis. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Bioenergetics, 1797*(6-7), 1313-1326. https://doi.org/10.1016/j.bbabio.2010.03.008
63. Stutte, G.W., Endey, S., & Skerritt, T. (2009). Photoregulation of bioprotectant content of red leaf lettuce with light-emitting diodes. *Journal of HortiScience, 44*, 79-82. http://doi.org/10.21273/HORTSCI.44.1.79
64. Suetsugu, N., Takami, T., Ebisu, Y., Watanabe, H., Iiboshi, C., Doi, M., & Shimazaki, K. (2014). Guard cell chloroplasts are essential for blue light-dependent stomatal opening in Arabidopsis. *PLoS One*, *9*, e108374. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0108374
65. Talbott, L.D., Nikolova, G., Ortiz, A., Shmayevich, I., & Zeiger, E. (2002). Green light reversal of blue-light-stimulated stomatal opening is found in a diversity of plant species. *American Journal of Botany*, *89*, 366-368. https://doi.org/10.3732/ajb.89.2.366
66. Taulavuori, K., Pyysalo, A., Taulavuori, E., & Julkunen-Tiitto, R., (2018). Responses of phenolic acid and flavonoid synthesis to blue and blue-violet light depends on plant species. *Environmental and Experimental Botany*, *150*, 183-187. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2018.03.016
67. Trouwborst, G., Hogewoning, S.W., Van Kooten, O., Harbinson, J., & Van Ieperen, W., (2016). Plasticity of photosynthesis after the 'red light syndrome'in cucumber. *Environmental and Experimental Botany*, *121*, 75-82.
68. Urbonaviciute, A., Samuoliene, G., Brazaityte, A., Ulinskaite, R., Jankauskiene, J., Duchovskis, P., & Zukauskas, A. (2008). The possibility to control the metabolism of green vegetables and sprouts using light emitting diode illumination. *Sodininkyste ir Darzininkyste*, *27*, 83-92.
69. Veiga, T.A.M., King-Díaz, B., Marques, A.S.F., Sampaio, O.M., Vieira, P.C., & Lotina-Hennsen, B. (2013). Furoquinoline alkaloids isolated from Balfourodendron riedelianum as photosynthetic inhibitors in spinach chloroplasts. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, *120*, 36-43. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2013.01.006
70. Verma, S.K., Gantait, S., Jeong, B.R., & Hwang, S.J. (2018). Enhanced growth and cardenolides production in *Digitalis purpurea* under the influence of different LED exposures in the plant factory. *Scientific Reports*, *8*, 18009.
71. Wu, M.C., Hou, C.Y., Jiang, C.M., Wang, Y.T., Wang, C.Y., Chen, H.H., & Chang, H.M. (2007). A novel approach of LED light radiation improves the antioxidant activity of pea seedlings. *Food Chemistry*, *101*, 1753-1758.
72. XiaoYing, L., ShiRong, G., ZhiGang, X., XueLei, J., & Tezuka, T. (2011). Regulation of chloroplast ultrastructure, cross-section anatomy of leaves, and morphology of stomata of cherry tomato by different light irradiations of light-emitting diodes. *HortScience*, *46*, 217- 221. http://doi.org/10.21273/HORTSCI.46.2.217
73. Zheng, L., & Van Labeke, M.C. (2018). Effects of different irradiation levels of light quality on Chrysanthemum. *Scientia Horticulturae*, *233*, 124-131. http://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.01.033
74. Zlatev, ZS., & Yordanov, IT. (2004). Effects of soil drought on photosynthesis and chlorophyll fluorescence in bean plants. *Bulgarian Journal of Plant Physiology*, *30*, 3–18